

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE FITOPATOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOPATOLOGIA

**COMPATIBILIDADE MICELIAL DE *Sclerotium cepivorum* E
REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE ALHO E CEBOLA À
PODRIDÃO BRANCA**

DÉBORAH CHRISTINA MORAES MESQUITA

Brasília-DF

2018

DÉBORAH CHRISTINA MORAES MESQUITA

**COMPATIBILIDADE MICELIAL DE *Sclerotium cepivorum* E REAÇÃO DE
GENÓTIPOS DE ALHO E CEBOLA À PODRIDÃO BRANCA**

Dissertação apresentada à
Universidade de Brasília
como requisito parcial para a
obtenção do título de Mestre
em Fitopatologia pelo
Programa de Pós-Graduação
em Fitopatologia

Orientador

Prof. Adalberto C. Café Filho

Co-orientador

Dr. Valdir Lourenço Junior

BRASÍLIA

DISTRITO FEDERAL- BRASIL

2018

FICHA CATALOGRÁFICA

Mesquita, Déborah Christina Moraes.

Compatibilidade micelial de *Sclerotium cepivorum* e reação de genótipos de alho e cebola à podridão branca. Déborah Christina Moraes Mesquita.

Brasília, 2018.

Número de páginas p.: 138.

Dissertação de mestrado. Programa de Pós-graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília.

1. Palavra-chave

I. Universidade de Brasília. PPG/FIT

II. Compatibilidade micelial de *Sclerotium cepivorum* e reação de genótipos de alho e cebola à podridão branca.

Dedico essa dissertação à minha mãe Isabel, meu pai Gastão, meus irmãos Felipe e Anna Paula e ao meu namorado Luiz Felipe, pelo apoio, incentivo e por me ajudarem a tornar mais esse sonho possível! Muito obrigada, amo cada um de vocês!

Agradecimentos

À Deus em primeiro lugar, por mais uma vez me permitir realizar um sonho. Por todo o sustento em cada passo dessa jornada. Por me guardar e me amparar. “Posso todas as coisas naquele que me fortalece” (Fp 4.13).

Ao meu pai pelo apoio, suporte e compreensão. Pelo exemplo de amor ao próximo e por toda a sua dedicação com cada um de seus filhos. Fazendo o possível para que nada nos falte. Por sempre ter nos ensinado a importância de uma boa educação.

À minha mãe, por ser meu exemplo de mulher, mãe, irmã, filha e de ser humano. Por me ajudar em tudo na minha vida e em cada passo dessa jornada. Por colocar a mão na massa para ajudar. Por acreditar que tudo ia dar certo no final, porque Deus estava no controle. Por cada pequeno gesto de preocupação e cuidado que significou muito. Ao meu padrasto Nilson, por todo apoio, carinho, preocupação, pela ajuda em mais essa conquista.

À minha irmã Anna Paula, minha caçulinha, por toda ajuda. Pelo companheirismo, pelo amor e muita preocupação. Pela ajuda durante toda essa jornada, pela ajuda braçal e pela ajuda na escrita. Sem você me ajudando em tudo na minha vida, realizar mais esse passo não seria possível. Obrigada por ser presente mesmo agora distante, obrigada também ao meu cunhado Ronald, que mesmo de longe também me apoiou.

Ao meu irmão Felipe a minha cunhada Meiriellen, obrigada pelo incentivo e por cada oração. Pelo carinho e cuidado. Obrigada meu irmão companheiro e amigo de tantas aventuras. Obrigada pelo incentivo e por acreditar que eu sempre posso conseguir mais. Obrigada a família Sá, por todo carinho e incentivo.

Ao meu amor Luiz Felipe, meu namorado, meu melhor amigo, meu companheiro de vida e profissão. Meu amor, obrigada por cada conversa, por toda preocupação, por cada vez que você me acalmou e me incentivou. Pela ajuda em campo, com as tabelas, na escrita e na revisão. Sem você também não seria possível terminar, essa conquista também é sua. Obrigada a família Cassol, por torcerem e por sofrerem junto comigo. Muito obrigada.

À família Moraes e a família Mesquita por todo o suporte. Aos meus tios (as), primos (as) por todo amor e carinho. Em especial a minha avó Raimunda (*in memoriam*) e as minhas tias Julia, Rachel, Elena, Rute, Celina, Geni que são meu exemplo de família e de mulheres fortes.

Aos colegas de mestrado Anna Soyfia, Aline, Erica e Thiago, vocês tornaram essa caminhada muito mais fácil. Em especial, a amiga Aline por toda ajuda. Minha amiga, obrigada por tudo, você é daqueles seres humanos que a gente tem a sorte de conhecer.

A todos os professores do departamento de Fitopatologia, ao professor Cleber, Juvenil, Marisa, Blum, Cláudio, Rita, Helson, Alice, Renato, Danilo e Adalberto por cada ensinamento. Ao Dr. Justino por todo auxílio, principalmente nas análises estatísticas. E por cada aluno e funcionário da UnB, que de alguma forma contribuíram para a conclusão desse trabalho. Em especial ao meu orientador Adalberto Café, por mais uma vez acreditar em mim. Por me dar a oportunidade de aprender como ser humano e como aluna. Pela paciência e incentivo. Por ser esse incentivador e professor nato.

Aos amigos e colegas de laboratório de fitopatologia da Embrapa Hortaliças, Fabiana, Luana, Vagner, Christine, Elenice, Cleia, Gabriela, Bruno, Luiz, Maurício, Wesley e Josefa por todos os momentos que compartilhamos durante essa jornada. Ao Drº Ailton, Drº Carlos, Drª Alice, Drº Valdir obrigada por todo o ensinamento. Em especial a Fabiana por toda a ajuda nesse trabalho do início ao fim. A Elenice, amiga de caronas, risadas e ajuda, sem você também não seria possível. À Gabriela obrigada por toda ajuda, incentivo, por tudo. A Christiane, por todo o suporte. Ao Drº Francisco Resende e Drº Valter Oliveira pelo imenso aprendizado. Ao Dr. Antônio Moita pela ajuda imprescindível nas análises estatísticas. E a todos da Embrapa Hortaliças, que de alguma forma ajudaram a realizar esse trabalho. Em especial ao meu co-orientador Drº Valdir pela oportunidade, por abrir as portas do laboratório e por viabilizar para que tudo pudesse ser realizado. Por tornar possível realizar um experimento de campo. Obrigada pela paciência, confiança, incentivo e pelo ensinamento.

E a todos os meus amigos, Carolina, Pedro, Victor, Flávia, Luisa, Marcella, Suellen, Saulo, Paulo, Cristiane, Danielle, Rafaela, obrigada pelo apoio.

A COOPADAP por todo apoio prestado em todas etapas do experimento. E a UFV-campus Rio Paranaíba, ao profº Everaldo e as alunas Leticia e Fernanda pela ajuda no desenvolvimento desse trabalho.

Ao CNPq e FAPDF pelo apoio financeiro que permitiu a realização deste trabalho.

E a todos aqueles que de alguma forma contribuíram para que esse trabalho pudesse ser realizado, meu muito obrigada!

Trabalho realizado junto ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, sob orientação do **Prof. Adalberto C. Café Filho**, com apoio institucional da EMBRAPA Hortaliças (CNPq) e financeiro do CNPq e FAPDF.

COMPATIBILIDADE MICELIAL DE *Sclerotium cepivorum* E REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE ALHO E CEBOLA À PODRIDÃO BRANCA.

DÉBORAH CHRISTINA MORAES MESQUITA

DISSERTAÇÃO APROVADA em __/__/____ por:

Prof. Luiz Eduardo Bassay Blum
Examinador

Prof. Danilo Batista Pinho
Examinador (Membro suplente)

Prof. Adalberto C. Café Filho
Orientador (Presidente)

BRASÍLIA – DISTRITO FEDERAL
BRASIL
2018

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	i
LISTA DE FIGURAS	iii
RESUMO GERAL	v
DISSERTATION ABSTRACT	vii
INTRODUÇÃO GERAL	1
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	3
REVISÃO DE LITERATURA	5
Características das plantas de alho e cebola	5
Taxonomia	5
A cultura do Alho	5
Genótipos de Alho	6
A cultura da cebola	8
Genótipos de Cebola	8
Doenças	10
A Podridão branca	10
Etiologia	10
Compatibilidade micelial	11
Epidemiologia e sintomatologia	12
Microescleródios- extração e viabilidade	13
Controle	14
Resistência genética à podridão branca	15
Métodos de avaliação da reação de genótipos	16
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	17
CAPÍTULO 1: Compatibilidade micelial de isolados de <i>Sclerotium cepivorum</i>	24
Resumo	25

Abstract.....	26
Introdução	27
Material e métodos.....	28
Isolados de <i>S. cepivorum</i>	28
Extração de DNA.....	29
Amplificação e sequenciamento.....	30
Análise da compatibilidade micelial.....	30
Resultados	31
Caracterização molecular	31
Grupos de compatibilidade vegetativa (GCM).....	31
Discussão	32
Conclusões	34
Referências Bibliográficas	35
CAPÍTULO 2: Reação de genótipos de alho (<i>Allium sativum</i>) a <i>Sclerotium cepivorum</i>	46
Resumo	47
Abstract.....	48
Introdução	49
Material e métodos.....	50
Genótipos de Alho	51
Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios	51
Avaliação da incidência da podridão branca	53
Colheita.....	53
Análise dos dados	53
Resultados	53
Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios	54
Avaliação de incidência da podridão branca	54

Discussão	57
Conclusões	60
Referências Bibliográficas	61
Anexos	78
CAPÍTULO 3: Reação de genótipos de cebola (<i>Allium cepa</i>) a <i>Sclerotium cepivorum</i>	81
Resumo	82
Abstract	84
Introdução	85
Material e métodos.....	86
Genótipos Cebola (<i>Allium cepa</i> L.).....	87
Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios	87
Avaliação da incidência da podridão branca	87
Colheita.....	87
Análise de dados	88
Resultados	88
Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios	88
Avaliação da incidência da podridão branca	89
Discussão	92
Conclusões	95
Referências Bibliográficas	95
CONCLUSÕES GERAIS	114
Anexos.....	115

LISTA DE TABELAS

Tabela 1-1 – Reação de compatibilidade micelial (GCM) entre isolados de <i>Sclerotium cepivorum</i> coletados nas principais regiões produtoras de alho e cebola do Brasil.....	38
Tabela 1-2 – Origem, grupo de compatibilidade micelial, planta hospedeira, origem geográfica e local e ano de coleta e dos isolados de <i>Sclerotium cepivorum</i>	39
Tabela 1-3 – Comparação das sequências ITS de <i>S. cepivorum</i> obtidas em relação as sequências depositadas no banco de dados do GenBank.	41
Tabela 2-1 – Lista de produtos aplicados durante a condução dos experimentos, para o manejo de plantas invasoras, doenças, pragas e adubação.	64
Tabela 2-2 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de <i>S. cepivorum</i> ; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de alho testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).	66
Tabela 2-3 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de <i>S. cepivorum</i> ; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de alho testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).	67
Tabela 2-4 – Produção comercial em peso de bulbos (g) e quantidade (número de bulbos sadios colhidos) dos genótipos de alho testados em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).	68
Tabela 3-1 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de <i>S. cepivorum</i> ; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de cebola testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).	97
Tabela 3-2 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de <i>S. cepivorum</i> ; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de cebola testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).	98
Tabela 3-3 – Produção comercial em peso de bulbos de 35-50mm e maior que 50mm (g) e quantidade de bulbos de 35-50mm e maior que 50mm (bulbos sadios colhidos) dos genótipos de cebola testados em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).	99

Tabela 3-4 – Produção comercial em peso (g) de bulbos de maior que 35mm e quantidade de bulbos maior que 35mm (bulbos sadios colhidos) dos genótipos de cebola testados em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).	101
--	-----

LISTA DE FIGURAS

Figura 1-1 — Arranjo de três isolados distintos de <i>S. cepivorum</i> em placa de Petri com BDA.....	43
Figura 1-2 — Compatibilidade micelial entre isolados de <i>Sclerotium cepivorum</i> . (A) Reação de incompatibilidade vista superior da placa de Petri (Sc 140-Sc 5, Sc 140-Sc 9) e de compatibilidade (Sc 5-Sc 9; (B) Reação de compatibilidade vista superior da placa de Petri (isolados Sc 47-SC 5, Sc 47- Sc 9 e Sc 5- Sc 9; (C) Reação de incompatibilidade vista inferior da placa de Petri (Sc 140 -Sc 5, Sc 140- Sc 9) e de compatibilidade (Sc 5- Sc 9); (D) Reação de compatibilidade vista inferior da placa de Petri (isolados Sc 47-SC 5, Sc 47- Sc 9 e Sc 5- Sc 9).	44
Figura 1-3 — Produto da PCR visualizado em gel de agarose a 1%, da região do rDNA com os iniciadores ITS 1 e ITS4. M: Marcador molecular 1 Kb Plus DNA Ladder (Invitrogen); 9 a 141: grupo representativo de isolados de <i>Sclerotium cepivorum</i> estudados; CN: controle negativo.....	45
Figura 2-1 — Umidade relativa média, temperatura média do solo e temperatura média do ar mensal ao longo do ciclo de cultivo do alho e da cebola, nos anos de 2016 e 2017.	69
Figura 2-2 — Análise de correlações entre: (A) inóculo inicial x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) inóculo final x AACPD; (C) número de bulbos colhidos sadios x AACPD; (D) Peso de bulbos sadios (g) x AAPCD; (E) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de alho testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2016).	70
Figura 2-3 — Análise de correlações entre: (A) inóculo inicial x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) inóculo final x AACPD; (C) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de alho testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2017).	71
Figura 2-4 — Progresso da podridão branca, causado por <i>S. cepivorum</i> , nos genótipos de alho em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).....	75
Figura 2-5 — Progresso da podridão branca, causado por <i>S. cepivorum</i> , nos genótipos de alho em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).....	77
Figura 3-1 — Análise de correlações entre: (A) número de bulbos com diâmetro 35-50mm x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) peso de bulbos com	

diâmetro 35-50mm x AACPD; (C) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de cebola testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2016).....	104
Figura 3-2 — Análise de correlações entre: (A) inóculo inicial x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) inóculo final x AACPD; (C) Peso de bulbos sadios com diâmetro maior 35mm (g) x AACPD; (D) número de bulbos colhidos sadios com diâmetro maior 35mm x AACPD; (E) número de bulbos sadios totais x AACPD e (F) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de cebola testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2017).	105
Figura 3-3 — Progresso da podridão branca, causado por <i>S. cepivorum</i> , nos genótipos de cebola em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).	110
Figura 3-4 — Progresso da podridão branca, causado por <i>S. cepivorum</i> , nos genótipos de cebola em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).	113

RESUMO GERAL

MESQUITA, Déborah Christina Moraes. **Compatibilidade micelial de *Sclerotium cepivorum* e reação de genótipos de alho e cebola à podridão branca**. 2018. Número de páginas (138p). Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília, DF.

As culturas do alho (*Allium sativum*) e da cebola (*Allium cepa*) destacam-se no Brasil e no mundo entre as hortaliças mais expressivas economicamente. Entretanto, ambas têm sido comprometidas pela podridão branca, doença ocasionada por *Sclerotium cepivorum*, um patógeno restrito a espécies de *Allium*. Presentemente não existem medidas eficientes de controle a podridão branca, mas o conhecimento da reação de genótipos de alho e cebola pode auxiliar no manejo da doença. Também pouco se sabe sobre a variabilidade do patógeno no Brasil, e a compatibilidade micelial pode ser utilizada para estimar esta variabilidade indiretamente. Desta forma, este estudo se propõe a: (i) avaliar a variabilidade de uma coleção de isolados de *S. cepivorum* brasileiros obtidos de cultivos de cebola e alho com o teste de compatibilidade micelial, e (ii) avaliar a reação de genótipos de cebola e alho a *S. cepivorum* em condições de cultivo comercial em campo. Inicialmente, a identificação de todos os isolados de *S. cepivorum* foi confirmada pela comparação de sequências do rDNA. Para análise de DNA, o DNA genômico total foi extraído e amplificado com os primers ITS1 e ITS4 para amplificar as regiões ITS1, ITS2 e 5.8S do DNA ribossômico. Posteriormente 52 isolados de diversas áreas produtoras de *Allium* sp. foram selecionados para a análise de compatibilidade micelial, em que foram confrontados todos os isolados em todas as combinações possíveis. Dois grupos de compatibilidade foram identificados. Segundo a análise do teste de compatibilidade, o grupo de 52 isolados apresenta indícios de baixa variabilidade genotípica, sendo predominantemente clonal. A resposta de genótipos de *Allium* spp. à podridão branca foi avaliada em campo em 2016 e 2017. Em 2016 foi avaliada a resposta de 20 genótipos de alho e 30 de cebola, e em 2017, 12 de alho e 30 de cebola. Alguns genótipos testados em 2016 foram repetidos em 2017, como controle. Os experimentos foram conduzidos na estação experimental da Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP em Rio Paranaíba/MG no período de maio a setembro de 2016 e 2017. As áreas utilizadas para estes experimentos encontravam-se naturalmente infestadas com microescleródios de *S. cepivorum*, devido a cultivos anteriores e sucessivos de alho e cebola. Os genótipos de alho e cebola testados variaram quanto à reação à podridão branca. Dentre os genótipos de alho os que apresentaram a menor suscetibilidade e a maior produtividade foram UO

73, DDR 6024 e RAL 127. Entre os genótipos de cebola, Optima F1, Sirius F1, Franciscana IPA10, Shinju F1 e Perfecta F1 destacaram-se como os genótipos com o menor suscetibilidade e com as maiores produtividades. No segundo ano de experimento, onde as temperaturas foram mais baixas que no primeiro ano, os índices de doença foram extremamente altos e não foi possível a separação dos genótipos quanto a suscetibilidade ou resistência a doença. Ressalta-se que devido ao padrão de resposta aferido no primeiro ano de estudo, existem variações na resposta dos genótipos de alho e cebola à podridão branca que devem ser considerados do ponto de vista do manejo da doença, com também em programas de melhoramento.

Palavras-chave: Alho, *Allium cepa*, *Allium sativum*, Cebola, Compatibilidade micelial, Epidemiologia, Resistência Genética, *Sclerotium cepivorum*

Orientador – Adalberto Corrêa Café Filho – Universidade de Brasília; Co-orientador – Valdir Lourenço Junior – Embrapa.

DISSERTATION ABSTRACT

MESQUITA, Déborah Christina Moraes. **Analysis of the mycelial compatibility of *Sclerotium cepivorum* and reaction of garlic and onion genotypes to white rot.** 2018. Número de páginas (138p).
Dissertation (Master in Plant Pathology – Universidade de Brasília, Brasília, DF, Brazil

Garlic (*Allium sativum*) and onion (*Allium cepa*) are among the economically most important vegetable crops in Brazil and worldwide. However, both garlic and onion sustain high losses due to white rot, the most destructive disease of these crops, caused by *Sclerotium cepivorum*, a pathogen restricted to *Allium* species. Presently, there are no single efficient control measures for white rot, but the evaluation of genetic resistance among *Allium* genotypes may help in disease management. In addition, little is known on the variability of the pathogen in Brazil, which can be estimated indirectly by mycelial compatibility tests. Therefore, this study aims to: (i) estimate the variability of a collection of *S. cepivorum* isolates from several Brazilian garlic and onion growing regions, and (ii) evaluate the reaction of garlic and onion genotypes to *S. cepivorum* in commercial growing field conditions. Initially, the identification of all *S. cepivorum* isolates was confirmed by the comparison of rDNA sequences. For the DNA analysis, genomic DNA was extracted and amplified with primers ITS1 and ITS4 for the ITS1, ITS2 and 5.8S ribosomal DNA regions. Subsequently fifty-two isolates from different geographical origins were selected for mycelial compatibility tests, and all isolates were confronted in all possible combinations. Two mycelial compatibility groups were identified. According to the compatibility test, the group of 52 isolates appeared to display low genotypic variability and was predominantly clonal. The reaction of *Allium* genotypes to white rot was evaluated in the field, in the 2016 and 2017 cropping seasons. Twenty garlic and 30 onion genotypes were evaluated in 2016, while, in 2017, 12 garlic and 30 onion genotypes were tested. Some genotypes tested in 2016 were repeated in 2017, as controls. Experiments were carried out at the Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP experimental fields, in Rio Paranaíba/MG, from May to September of 2016 and 2017. The fields selected for the assays were naturally infested with microsclerotia of *S. cepivorum*, from previous successive garlic and onion crops. Responses of garlic and onion genotypes to white rot varied. Among garlic genotypes, the ones that showed lowest degree of successibility and higher yields were UO 73, DDR 6024 and RAL 127. Among the onion genotypes, cvs. Optima F1, Sirius F1, Franciscana

IPA10, Shinju F1 and Perfecta F1 stood out as the genotypes with the lowest degree of successibility and greater yields. In the second experimental year, when disease levels were extremely high, associated to the prevailing lower temperatures, no differences among the genotypes were detected. From the overall field results, there are variations in the response of garlic and onion genotypes to white rot and good yields, that may be useful for disease management as well as in breeding programs.

Keywords: *Allium cepa*, *Allium sativum*, Epidemiology, Garlic, Genetic Resistance, Mycelial Compatibility, Onion, *Sclerotium cepivorum*

Guidance Committee: Adalberto Corrêa Café Filho – Universidade de Brasília (Advisor), Valdir Lourenço Junior– Embrapa (Co-advisor).

INTRODUÇÃO GERAL

As culturas do alho (*Allium sativum* L.) e da cebola (*Allium cepa* L.) pertencem à família Alliaceae e ao gênero *Allium*, possuem propriedades nutricionais, e terapêuticas cujas substâncias atuam como bactericidas e protetoras contra doenças (MARIOT *et al.*, 2007; APOLINÁRIO *et al.*, 2008). Estão entre as hortaliças cultivadas mais antigas, especialmente a cebola, cultivada desde 4.700 mil anos atrás. Estão amplamente difundidas entre as hortaliças de maior expressão econômica no Brasil e no mundo. De 2002-2004 a cebola representou cerca de 46% e o alho 31% do mercado mundial de plantas de *Allium*. Estas culturas são muito importantes do ponto de vista econômico, pois geram muito postos de trabalhos rurais (BREWSTER, 2008; SANTOS *et al.*, 2013).

A podridão branca é causada por *Sclerotium cepivorum* Berk., um dos principais patógenos que afetam plantas de *Allium*. *Sclerotium cepivorum* é um patógeno restrito a espécies deste gênero, e vem sendo considerada um dos principais e mais destrutivos patógenos para estas culturas (NUNES & KIMATI, 1997). Em condições favoráveis, a doença pode causar danos de até 100% (PEREIRA *et al.*, 2014). O patógeno não tem fase sexual conhecida e permanece no solo através dos microescleródios que podem sobreviver por até 20 anos, mesmo na ausência do hospedeiro, e constituem o único propágulo de *S. cepivorum* (ENTWISTLE & GRANGER, 1978 *apud* JONES, 1998; ENTWISTLE, 1990).

Atualmente não há medida de controle isoladamente eficiente para podridão branca. Entretanto, a avaliação de resistência genética em genótipos de alho e cebola pode ajudar a melhorar o controle da doença (BANSAL & BROADHURST, 1992). Também pouco se conhece sobre a variabilidade do patógeno no Brasil, e a compatibilidade micelial e pode ser utilizada para estimar esta variabilidade indiretamente.

Vários estudos buscaram identificar cultivares comerciais, linhagens ou espécies selvagens que mostrassem algum nível de resistência a *S. cepivorum* (ADAMS & PAPAVIDAS, 1971; UTKHEDE & RAHE, 1978; BANSAL & BROADHURST, 1992) bem como identificar fatores que afetem a resistência da doença. Estudos de grande escala de muitas cultivares e linhagens identificaram em *A. cepa* níveis parciais de resistência (COUCH, 1999). Ainda assim, segundo Bansal & Broadhurst (1992), o gênero *Allium*

contém cerca de 500 espécies das quais somente uma pequena porção foi testada quanto à resistência a *S. cepivorum*.

Para permitir conhecer a variabilidade genética de um patógeno, diversos estudos têm usado da análise da compatibilidade micelial (EARSHAW & BOLAND, 1997; COUCH & KONH, 2000) buscando conhecer a diversidade genotípica do patógeno. Por meio da análise da compatibilidade micelial é possível, mesurar a variabilidade genética entre isolados de um patógeno, mesmo que indiretamente (LESLIE, 1996).

Desta forma, o presente estudo teve como objetivos: (a) Avaliar a variabilidade de uma coleção de isolados de *Sclerotium cepivorum* brasileiros obtidos de cultivos de cebola e alho através da compatibilidade micelial, e; (b) Avaliar a reação de genótipos de cebola e alho a *S. cepivorum* em condições de cultivo comercial em campo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADAMS, P. B.; PAPAVIDAS, G. C. Effect of inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and some soil environmental factors on disease severity. **Phytopathology**, v. 61, p. 1253-1256, 1971.

APOLINÁRIO, A. C.; MONTEIRO, M. M. O.; PACHÚ, C. O.; DANTAS, I. C. *Allium sativum* L. como agente terapêutico para diversas patologias: uma Revisão. **Revista de Biologia e Farmácia**, v.2, n.1, 2008.

BANSAL, R. K.; BROADHURST, P. G. An evaluation of *Allium* germplasm for resistance to white rot caused by *Sclerotium cepivorum* Berk. **New Zealand Journal of Crop and horticultural Science**, v. 20, n. 3, p. 361-365, 1992.

BREWSTER J. L. Crop production science and horticulture, serie: 15. In:_____. **Onions and other vegetable Alliums**. 2. ed. Wallingford: CAB Internacional, 2008. p. 5-8.

COUCH, B. C. **Population biology of *Sclerotium cepivorum***. 1999. Dissertação (Master of science) - University of Toronto, Toronto, Canadá, 1999.

COUCH, B. C.; KONH, L. M. Clonal spread of *Sclerotium cepivorum* in onion production with evidence of past recombination events. **Phytopathology**, v. 90, n. 5, p. 514-521, Maio 2000.

EARNSHAW, D.; BOLAND, G. J. Mycelial compatibility groups in *Sclerotium cepivorum*. **Plant Pathology**, v. 46, n. 2, p. 229-238, fev. 1997.

ENTWISTLE, A. R. Root diseases. In: RABINOWITCH, H. B., BREWESTER, J. L. **Onions and allied crops**. Wellesbourne: C. R. C., 1990. 2 v. p. 106-128.

JONES, D. G. (ed.). **The epidemiology of plant diseases**. Springer-science+business media, B.V. 1ª ed. 1998. p. 415.

LESLIE, J. F. Fungal vegetative compatibility: promises and prospects. **Phytoparasitica**, v. 24, n. 1, p. 3-6, mar. 1996.

MARIOT, M. P.; HEIDEN, G.; CASTRO, L. A. S. Propriedades nutracêuticas e medicinais da cebola. In: BARBIERI, R.L. (Ed.) **Cebola: ciência, arte e história**. 2ª ed. Brasília: Embrapa Informação tecnológica, 2007. p. 117-122.

NUNES, M. E. T.; KIMATI, H. Doenças do alho e da cebola (*Allium sativum* L. e *Allium cepa* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, 1997. p. 49-64.

PEREIRA, R. B.; OLIVEIRA, V. R.; PINHEIRO, J. B. **Diagnose e manejo de doenças fúngicas na cultura da cebola**. Circular técnica 133, p. 2-12. Brasília, 2014.

SANTOS, C. A. F.; OLIVEIRA, V. R.; LEITE, D. L. **Melhoramento genético de cebola no Brasil: avanços e desafios**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2013.

UTKHEDE, R. S.; RAHE, J. E. Screening commercial onion cultivars for resistance to white rot. **Phytopathology**, v. 68, p. 1080-1083, 1978.

REVISÃO DE LITERATURA

Características das plantas de alho e cebola

Taxonomia

O alho (*Allium sativum* L.) e a cebola (*Allium cepa* L.) pertencem à família Alliaceae, segundo a recente reclassificação. Havia uma divergência quanto a posição do gênero *Allium* dentro da família Alliaceae, porém estudos recentes reforçaram o posicionamento atual do gênero ao invés das classificações propostas por pesquisadores europeus em que o gênero deveria pertencer à família Liliaceae ou segundo pesquisadores americanos à família Amaryllidaceae (KIILL *et al.*, 2007; SILVA & SILVA, 2009).

A família Alliaceae caracteriza-se por plantas com caules curtos e intumescidos ou acaules. São plantas bianuais e geófitas. O caule forma, algumas vezes, um bulbo e rizomas tuberosos envoltos por bainha com folhas basais. Pode apresentar folhas lineares, filiformes, lanceoladas ou ovaladas. As flores são hermafroditas e actinomorfas, o odor peculiar é uma característica marcante da maioria dos representantes dessa família de plantas aromáticas (RAHN, 1998; WASUM *et al.*, 2007).

A cultura do Alho

É uma das espécies cultivadas mais antigas. O centro de origem, apesar de controverso, situa-se na Ásia Central onde parentes selvagens do alho foram encontrados (ETOH & SIMON, 2002; SIMON & JENDEREK, 2003; BREWSTER, 2008). É uma planta herbácea que alcança em média 50 cm de altura dependendo da cultivar. As folhas são lanceoladas, alongadas, estreitas e cerosas, cuja bainha forma o pseudocaule. Em condições adequadas, as gemas foliares subterrâneas, desenvolverão em bulbilhos e juntos formam o bulbo. O caule é curto e achatado e as raízes são profundas, porém pouco ramificadas. A inflorescência é do tipo umbela. A espécie *A. sativum* é apomítica, apenas algumas variedades primitivas ainda possuem a capacidade de produzir sementes botânicas e desta forma apresenta uma base genética estreita (SILVA & SILVA, 2009; RESENDE *et al.*, 2017). O alho é uma das hortaliças mais consumidas no Brasil. É rica em amido e em substâncias aromáticas com valor condimentar, nutricional e medicinal (FILGUEIRA, 2008).

Segundo a FAO (2018) os maiores produtores mundiais em 2014 foram a China, a Índia e a Coreia do sul. A China produziu 20 milhões de toneladas representando 78% da produção mundial de alho (24 milhões de toneladas). A marcante presença chinesa na produção e comércio mundiais vem inibindo o plantio de alho nos principais países produtores (CONAB, 2007).

A produção brasileira situou-se entre os 15 primeiros países do mundo em 2016, totalizando 132 mil toneladas em 11,4 mil hectares plantados. Em 2017 a estimativa de safra calculada pelo IBGE é de 132,8 mil toneladas, praticamente estável comparada ao ano anterior. O principal produtor foi estado de Minas Gerais com produção de 52 mil toneladas, um aumento de 8,1% em relação ao ano anterior. Em segundo lugar, encontra-se o estado de Goiás que produziu 29,6 mil t. Seguido pelo estado de Santa Catarina que produziu 22,4 mil toneladas. A área plantada sofreu uma redução, de 11,4 mil ha em 2016 para 11,156 mil ha em 2017. E a produtividade foi de 11,9 t/ha segundo o IBGE (2017). A produção brasileira não é capaz de suprir a demanda interna de alho. Em 2007 o produto foi importado principalmente da China (46,5%), Argentina (39%) e Espanha (11,6%) (CONAB, 2007).

Genótipos de Alho

Houve vários eventos de domesticação do alho, o que explica a adaptação a diferentes condições edafoclimáticas (LISBÃO, *et al.*, 1993). Entretanto, devido a uma propagação vegetativa exclusiva, uma base genética estreita, não há mais que 10 cultivares distintas sendo utilizadas comercialmente no Brasil (RESENDE, *et al.*, 2017).

As plantas de alho exigem dias longos para que ocorra a bulbificação e dias curtos para o florescimento. Desta forma o fotoperíodo é um fator limitante para a bulbificação, que ocorre quando satisfeita a exigência (FILGUEIRA, 2008). Outro fator limitante é a temperatura, entre 20 e 30°C. Temperaturas acima de 30°C desfavorecem a formação de bulbos comerciais. A temperatura média ideal para o bom desenvolvimento da cultura é entre 13 e 24°C (MENEZES SOBRINHO *et al.*, 1993).

As cultivares podem ser agrupadas segundo sua resposta a condições climáticas (temperatura e fotoperíodo), desta forma existem em uso cultivares de ciclo precoce, intermediário e tardio no Brasil (RESENDE, *et al.*, 2017).

As cultivares do grupo precoce (comum) tais como, Branco Mineiro e Cateto Roxo, exigem para que ocorra o estímulo para a bulbificação uma temperatura próxima a 20°C e pelo menos sete horas de luz (fotoperíodo). Possuem um ciclo de até quatro meses e formam geralmente um grande número de bulbilhos (20 – 30), tendem a formar bulbilhos “palitos” e são susceptíveis ao perfilhamento. Podem ter uma coloração branca ou arroxeadada. Possuem menor conservação de pós-colheita e menor valor comercial, praticamente deixaram de ser plantadas, com exceção da cultivar Cateto Roxo que ainda é plantada em algumas regiões de Minas Gerais e da Bahia (MENEZES SOBRINHO *et al.*, 1993; FILGUEIRA, 2008; SILVA & SILVA, 2009; RESENDE *et al.*, 2017).

As cultivares do grupo intermediário, com Chinês Real, Amaranço, BRS Hozan, são conhecidas também como alho semi-nobre, pois possuem número de bulbilhos semelhante às cultivares tardias (nobres), entretanto o formato e aparência são menos atrativos. Exigem uma temperatura próxima aos 15°C e fotoperíodo crítico acima de 9 horas. O ciclo dura de 5 a 6 meses e o número de bulbilhos é de 8 a 15. Apresentam a coloração branca e arroxeadada (MENEZES SOBRINHO *et al.*, 1993). Este grupo possui um maior valor comercial que o precoce. Podem ser plantados em todas as regiões do Brasil, sem vernalização, embora no Nordeste deve ser plantado em locais com maior altitude (RESENDE *et al.*, 2017).

E as cultivares do grupo tardio também conhecidas como nobres, são muito exigentes com a temperatura que precisa ser inferior a 10°C e com o fotoperíodo mínimo de 13 horas para uma boa formação do bulbo. Sem vernalização, seu cultivo é restrito aos estados do RS e SC. Em outras regiões só ocorre a bulbificação quando submetidos à técnica da vernalização em pré-plantio (armazenamento em câmara fria por 45 a 60 dias a temperatura 3 a 5°C e umidade relativa de 60%). Esta técnica permite alterar a exigência agroclimática e provoca uma redução no ciclo, permitindo assim o plantio em regiões com clima desfavorável. Possuem a menor quantidade de bulbos por bulbilho (7 a 10), porém estes são mais graúdos, portanto apresentam o mais alto valor comercial. Neste grupo encontram-se as cultivares Ito, Chonan, San Valentin, Quitéria, entre outros. O ciclo deste grupo é igual ou superior a seis meses. A coloração da túnica externa é branca e a coloração dos bulbilhos é arroxeadada (MENEZES SOBRINHO *et al.*, 1993; RESENDE *et al.*, 2017).

A cultura da cebola

A cebola é uma das mais antigas hortaliças domesticadas, com registro de cultivo de aproximadamente 5 mil anos. Originária de regiões de clima temperado, acredita-se que evoluiu a partir de genitores silvestres que habitavam as regiões montanhosas da Ásia central (BREWSTER, 1994) A cebola provavelmente não existe mais no estado silvestre. As espécies mais próximas podem ser encontradas em seu estado silvestre no Afeganistão e em áreas da antiga União Soviética (HANELT, 1990; GOLDMAN *et al.*, 2001). A cebola é uma planta herbácea com cerca de 60 cm de altura com folhas tubulares (ocas) grandes dispostas alternadamente em duas fileiras, podem ser cerosas ou não. As bainhas foliares formam um pseudocaule em que a parte inferior e o bulbo verdadeiro que é em forma de disco compacto A cebola está distribuída pela maioria dos países do mundo, sendo com tempero, com condimento e também consumida *in natura*. Além de ser usada na culinária é usada também como planta medicinal. Junto com o tomate e a batata, é considerada uma das hortaliças de maior importância econômica no mundo (BOITEUX & MELO, 2004; FILGUEIRA, 2008).

A produção mundial de cebola em 2016 foi de 87 milhões de toneladas, com a China como principal produtor produzindo 22 milhões toneladas, seguida da Índia e dos EUA (FAO, 2018). Segundo IBGE (2016) a produção nacional de cebola em 2016 foi de 1,6 milhões de toneladas em 56,2 mil hectares. No Brasil a produção de cebola é realizada nas regiões Sul (50%), Sudeste (23,8%), Centro-Oeste (7,6%) e Nordeste (18,5%). Houve uma elevação da produção em 8,2% decorrente provavelmente de melhores condições climáticas em Santa Catarina, principal produtor e responsável por 34,3% da produção nacional em 2016.

Em decorrência das condições climáticas no Brasil e a adaptação das cultivares aqui plantadas, há uma oferta de cebola relativamente bem distribuída ao longo do ano. Porém, ocorrem períodos de escassez que tem sido atendido por produtos importados, principalmente da Argentina (BOEING, 2002).

Genótipos de Cebola

O germoplasma da cebola adaptou-se lentamente em cada região do mundo para o qual foi levado, originando variedades crioulas ou locais. Gerando adaptações às

temperaturas e aos fotoperíodos locais para a formação dos bulbos e inflorescências para cada região (BREWSTER, 2004). A divergência genética é muito importante para o melhoramento, pois quando corretamente utilizado, pode reduzir a vulnerabilidade a doenças (CUI *et al.*, 2001). Existem duas formas de classificar as cebolas, que são quanto à exigência de fotoperíodo e ao padrão genético (OLIVEIRA *et al.*, 2004).

O fotoperíodo é um fator crítico para que ocorra a bulbificação. Entre as cultivares de cebola existe uma considerável variabilidade quanto ao mínimo de horas de luz para que haja o estímulo de bulbificação, desta forma podem ser classificadas como (SILVA; VIZZOTTO, 1990): precoce (dias curtos): requerem de 11 a 12 horas de luz/dia; médias (dias intermediários): requerem de 12 a 14 horas de luz/dia e tardias (dias longos): requerem mais de 14 horas de luz/dia. Segundo Oliveira *et al.* (2004) na região sul do país são plantadas cultivares dos três grupos. Na região Sudeste e Centro-Oeste são plantadas cultivares do grupo precoce e médias. Nas demais regiões plantam-se as precoces.

O cultivo da cebola amarela iniciou-se com a chegada de imigrantes açorianos, no Rio Grande do Sul (FRANÇA; CANDEIA, 1997; MELO *et al.*, 1998). Das cebolas trazidas da Europa, pela ação dos agricultores e por seleção natural desenvolveram-se diversas populações que são agrupadas em dois tipos: “Baia Periforme” e “Pêra Norte”. Existe ainda um terceiro tipo que possivelmente surgiu do cruzamento entre populações do tipo “Baia Periforme” e “Pêra Norte” e o “Crioula” (COSTA, 1997).

Desta forma a classificação segundo o padrão genético é determinado pelo grau de homogeneidade da população. No primeiro grupo estão as populações geneticamente heterogêneas como “Crioula”, “Baia Periforme” e “Pera” estas são mantidas até hoje por familiares do Sul do Brasil e também são mantidas em bancos de germoplasma. Sendo que as cultivares crioulas constituem a base das cultivares brasileiras, pois apresentam tolerância a doenças, ampla variação de formato, cor, número e espessura de película de bulbos. Além de boa conservação de pós-colheita. Estas cultivares crioulas fazem parte da dinâmica da agricultura familiar que multiplicam e utilizam a própria semente. (OLIVEIRA *et al.*, 2004).

O segundo grupo é composto por seleções estabilizadas e bem adaptadas, comercializadas como cultivares de polinização livre, nesta estão inclusas todas as cultivares brasileiras e as cultivares do tipo Grano (importadas). As cultivares nacionais

são caracterizadas por possuir bulbos globulares a globulares alongadas, película amarela, marrom, vermelha ou arroxeadas e espessura variável. Folhas cerosas e um conteúdo alto de matéria seca, sabor, odor e pungência acentuados. Possuem ainda um bom nível de resistência a doenças foliares. As cultivares importadas possuem os bulbos globulares achatados, película amarela clara e fina, escamas espessas, conteúdo baixo de matéria seca, odor e pungência mais suaves. E folhas com pouca cerosidade (OLIVEIRA *et al.*, 2004).

O terceiro grupo é composto por cultivares híbridas de dias curtos, ao qual pertencem as do tipo Granex desenvolvidas nos Estados Unidos. As cultivares do tipo Granex possuem bulbos achatados ou redondo-achatados, precocidade de maturação, resistência ao pendoamento, sabor odor e pungência suaves. Apresenta resistência à raiz rosada (*Setophoma terrestris*). A exemplo das cultivares Grano são facilmente danificadas pelo manuseio e possuem vida curta de pós-colheita. As cultivares híbridas são geralmente plantadas por médios e grandes produtores (OLIVEIRA *et al.*, 2004)

Doenças

Diversas doenças causadas por fungos, bactérias, vírus e nematoides podem afetar a produtividade nas culturas do alho e da cebola. As principais doenças são causadas por fungos. A mancha púrpura (*Alternaria porri*), ferrugem (*Puccinia allii*), mal-das-sete-voltas (*Colletotrichum gloesporioides* f. sp. *cepae*), Míldio (*Peronospora destructor*), queima das pontas (*Botrytis squamosa*), podridão basal (*Fusarium oxysporum* f. sp. *cepae*), raiz rosada (*Setophoma terrestris*), podridão por escleródio (*Sclerotium rolfsii*) e podridão branca (*Sclerotium cepivorum*) são algumas das doenças causadas em alho e cebola. Dentre elas a podridão branca é uma das mais importantes, cosmopolita e destrutiva doença que afeta espécies de *Allium*, podendo causar grandes perdas, em condições favoráveis (NUNES & KIMATI, 1997).

A Podridão branca

Etiologia

A podridão branca é causada pelo fungo *Sclerotium cepivorum* Berk. [(Sinonímia: *Stromatinia cepivorum* (Berk.) Whetzel (1945)]. Segundo a nova classificação proposta

por XU *et al.* (2010), o fungo pertence o filo Aschomycota, classe Leotiomycetes, ordem Helotiales e família Sclerotiniaceae. Foram analisados aspectos morfológicos das hifas e dos escleródios, e das sequências do rDNA (LSU e ITS), observou-se um alinhamento dentro de *Sclerotiniaceae*. Estudos anteriores encontraram o mesmo resultado. CARBONE & KOHN (1993) ao analisarem as sequências de rDNA sugeriram que o *Sclerotium cepivorum* estava intimamente alinhado com *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) de Bary, uma importante espécie da família *Sclerotiniaceae*. E o estudo de NOVAK & KOHN (1991), com base em análise de proteínas do escleródio, também sugeriram a afinidade de *S. cepivorum* com espécies de *Sclerotiniaceae*. Atualmente tem se proposto a mudança do nome de *Sclerotium cepivorum* para *Stromatinia cepivorum* (Berk.) Whetzel (1945). Entretanto ainda não foi formalmente proposta uma mudança definitiva, assim decidiu-se adotar neste trabalho o nome atual *Sclerotium cepivorum*.

O fungo não tem fase sexual conhecida e afeta apenas plantas da família *Alliaceae*. O primeiro relato foi feito por Berkeley em 1841 no Reino Unido. Na Itália em 1903 Voglino identificou um severo ataque a alho-poró por *S. cepivorum* (ASTHANA, 1946; ENTWISTLE, 1990). No Brasil, o primeiro relato em cebola e alho foi feito em 1946 (MENDES & URBEN, 2018). Atualmente é uma doença de ocorrência mundial (ENTWISTLE, 1990) disseminada pelos principais campos de produção comerciais. Está presente nas principais regiões produtoras Minas Gerais, São Paulo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (REIS & OLIVEIRA, 2013) em condições favoráveis a ocorrência da doença pode chegar a causar até 100% de dano (PEREIRA *et al.*, 2014).

Compatibilidade micelial

É um método simples de agrupamento de isolados fúngicos com base na compatibilidade ou incompatibilidade micelial, através do mecanismo de auto reconhecimento (COUCH, 1999). A incompatibilidade micelial é a incapacidade de dois isolados ao se fundirem, formarem uma colônia contínua. Identificado pela formação de uma linha de reação. Isto pode ou não ser um componente da incompatibilidade de heterocariose.

A heterocariose segundo Hansen & Smith (1932) é um termo que descreve a condição de uma única célula conter dois ou mais núcleos diferentes, mesmo que tenha

apenas uma célula por talo. Permitindo que fungos haplóides desfrutem dos benefícios de diplóides, como complementação ou heterose (LESLIE, 1993).

A reação de incompatibilidade geralmente ocorre quando os isolados diferem o loci *het* (incompatibilidade de heterocariose) (GLASS & KULDAU, 1992). Os marcadores genéticos em *S. cepivorum* ainda são desconhecidos (KOHN *et al.*, 1990).

A compatibilidade micelial é um método indireto de mensurar a variabilidade genética entre isolados de patógenos de plantas. O grupo de compatibilidade micelial tem sido utilizado para examinar a variabilidade em inúmeros patógenos de doenças de plantas (LESLIE, 1993). Sendo utilizada para determinar entre outros fatores, se dois isolados são idênticos, clonais. Essa técnica é útil para medir a diversidade genotípica, determinar a clonalidade. Embora não seja adequada para determinar diferenças que ocorrem acima de espécies (LESLIE, 1996).

Epidemiologia e sintomatologia

Os efeitos da genética do hospedeiro e das condições físicas do solo, tais como temperatura e umidade, são fatores importante para a epidemiologia da podridão branca. Para que ocorra a infecção na planta, primeiro os microescleródios controlados pelo fator fungistático do solo devem receber um estímulo de fatores específicos como os exsudatos de raízes ou extratos de plantas do gênero *Allium* (ESLER & COLEY-SMITH, 1983). Principalmente durante o período da bulbificação as plantas liberam compostos não voláteis como sulfóxidos alquilo e alilcisteína. Estes são metabolizados pela microbiota do solo gerando compostos voláteis tais como di-n-propil dissulfureto (DPDS) e dissulfeto de dialila (DADS). Por meio destes há o estímulo a germinação dos microescleródios (COLEY-SMITH & KING, 1969; COLEY-SMITH, 1987). Além dos exsudatos das plantas, outro fator crítico para a germinação dos microescleródios, crescimento micelial e infecção radicular e a temperatura do solo (ENTWISTLE & MUNASINGHE, 1977; GERBRANDY, 1989; MAUDE, 1998). A germinação é favorecida por temperaturas de 10 a 20°C; fora desse intervalo fica mais lenta e é inviabilizada acima de 35°C (ADAMS, 1987). Outro fator que interfere diretamente na germinação dos microescleródios é a umidade do solo. A germinação destes é reduzida em condições de umidade acima ou abaixo da capacidade de campo (-300 mb) (CROWE & HALL, 1980).

Os microescleródios constituem o único propágulo de *S. cepivorum*, sendo incorporados no solo durante a colheita. Eles podem permanecer no solo por no mínimo quatro, a até 20 anos (ENTWISTLE & GRANGER, 1978; ENTWISTLE, 1990). O aumento máximo do número de microescleródios no solo ocorre no final do crescimento das plantas e estes novos propágulos só vão afetar as próximas culturas de *Allium* (MAUDE, 1998). A fonte de dispersão a curta distância são os materiais de plantio infectados, implementos agrícolas, resíduos de plantas doentes e os microescleródios. À longa distância, a dispersão ocorre por plantas infectadas (GEORGY, 1983; AGRIOS, 1988; ENTWISTLE, 1990).

Em condições de campo a podridão branca ocorre em reboleiras (AGRIOS, 1988; ENTWISTLE, 1990), e os sintomas característicos são crescimento anormal das plantas, amarelecimento e morte das folhas mais velhas, murcha e apodrecimento dos bulbos. Sobre as raízes, bulbos e tecidos da base do caule ocorre o crescimento de micélio branco e com o progresso da doença ocorre a formação dos microescleródios negros e esféricos. Por ser o fungo um patógeno necrotrófico, as plantas atacadas podem ser arrancadas do solo com facilidade, pois as raízes e os bulbos apodrecem (KIMATI, 1980; AGRIOS, 1988 e MAUDE, 1998).

Microescleródios- extração e viabilidade

Os microescleródios de *S. cepivorum*, apresentam usualmente uma dormência fungistática em solos naturais. Na presença de exsudatos das plantas de *Allium*, que estimulam a germinação, pode haver germinação de 70 a 100% dos microescleródios. Em solo não alterado pela presença de exsudatos de plantas de *Allium* a germinação dos microescleródios é de 0 a 18% (CROWE *et al.*, 1980). Os microescleródios apresentam uma dormência constitutiva de aproximadamente dois meses (COLEY-SMITH, 1960; CROWE *et al.*, 1980). Mesmo aqueles produzidos sobre bulbos de cebola em condições não estéreis (COLEY-SMITH *et al.*, 1987). Em condições estéreis, em solo estéril ou em meio de cultura (agár), a germinação não é inibida pela fungistase e segue um padrão diferente (BRIX & ZINKERNAGEL, 1992). Microescleródios provenientes de meio de cultura, incorporados ao solo, não respondem aos estímulos de indução de germinação de plantas de *Allium*, pois precisam de algumas semanas no solo para que haja a germinação (COLEY-SMITH, 1960; CROWE *et al.*, 1980). Quando os microescleródios germinam

em solos não estéreis, ocorrem pela erupção de uma massa de micélio da região medular do escleródio através da casca. Essa germinação ocorre apenas uma vez e após ela os microescleródios entram em colapso (COLEY-SMITH, 1960). Outro tipo de germinação dos microescleródios é pelo crescimento separado de hifas individuais através da casca que aparentemente fica intacta. Esta foi observada em microescleródios produzidos de meio de cultura estéreis colocados em solos autoclavados (ADAMS & PAPAVIDAS, 1971), não sendo observado em solos não esterelizados. Os microescleródios recuperados de solos de campos germinam lentamente ou não germinam em ágar, a menos que os organismos associados sejam eliminados (COLEY-SMITH *et al.*, COLEY-SMITH & JAVED, 1970; COLEY-SMITH *et al.*, 1967), ou inibidos seletivamente (COLEY-SMITH & JAVED, 1970, KING & COLEY-SMITH, 1969; PAPAVIDAS, 1972). Não há evidências de dormência constitutiva nessas condições (COLEY-SMITH *et al.*, 1967; CROWE *et al.*, 1980). Ambos os tipos de germinação foram observados quando há esterilização prévia dos microescleródios. Mas apenas o primeiro tipo de germinação foi observado em solos não esterelizados (CROWE *et al.*, 1980). Não é possível detectar respostas específicas aos agentes de germinabilidade do inóculo em condições não esterilizadas (COLEY-SMITH *et al.*, 1967; CROWE *et al.*, 1980). O número de microescleródios recuperados do solo de campo que germinaram em ágar foi semelhante ao número dos que germinavam em solo tratado com extratos de alho (CROWE *et al.*, 1980).

Controle

Não existe atualmente um controle individualmente eficaz a podridão branca. Os controles químico e biológico têm eficiência variável (DOMINGOS, 2015; BONTEMPO, 2016), sendo por vezes ineficientes em condições de campo. A aplicação de estimulantes de germinação (Dialil Dissulfeto e extratos de plantas) apesar de eficientes em reduzir a densidade do inóculo, não impede que os microescleródios sobreviventes causem grandes perdas em plantios subsequentes (DAVIS, 2007; DOMINGOS, 2015). A solarização pode reduzir significativamente população de microescleródios no solo. Mas sua eficiência está condicionada a duração do tratamento e a temperatura máxima do solo atingida durante a solarização (ENTWISTLE, 1990).

Não são conhecidos até o momento cultivares do gênero *Allium* com resistência a doença (ESLER & COLEY-SMITH, 1984; COLEY-SMITH & ENTWISTLE, 1988; ENTWISTLE, 1990). É possível que devido a germinação ser diretamente afetada pelos

exsudatos das plantas, as diferenças na incidência da doença estejam relacionadas a capacidade da planta de produzir mais ou menos percussores estimulatórios, e não a resistência do tecido (COLEY-SMITH, 1986).

Atualmente as principais medidas de controle adotadas no Brasil são preventivas. Recomenda-se a exclusão, evitando a entrada do patógeno na área a ser plantada. Evitando o plantio em áreas com histórico de podridão branca, alterar a época de plantio, solarização e uso de indutores de germinação e utilização de material propagativo livres do patógeno (PINTO, 1995; NUNES; KIMATI, 1997; VILLALTA *et al.*, 2012; REIS; OLIVEIRA, 2013).

Resistência genética à podridão branca

O controle de doenças por meio do uso de variedades resistentes traz diversos benefícios: facilidade de utilização, redução no uso de agrotóxicos e redução de custos. Em programa de melhoramento genético, que vise à obtenção de plantas resistentes, é importante conhecer o controle genético da reação ao patógeno e a existência de variabilidade genética (BOTELHO, 2001; MARANHA *et al.*, 2002). Os melhoristas geralmente recorrem aos genes existentes em linhagens ou cultivares comerciais, pois estas são a fonte mais fácil de acesso, por já apresentarem características agrônômicas desejáveis, tais como, produtividade e resistência a patógenos (CAMARGO & BERGAMIN FILHO, 1995).

Sobre o contexto da fisiologia do parasitismo, a resistência de um hospedeiro pode ser definida com a capacidade da planta em atrasar ou evitar a entrada e/ou a subsequente atividade de um patógeno em seus tecidos.

Como atualmente não há nenhuma medida de controle eficiente à podridão branca e a avaliação de resistência genética em plantas de alho e cebola pode sem dúvida ajudar a melhorar o controle da doença (BANSAL & BROADHURST, 1992). Vários estudos buscaram identificar cultivares comerciais, linhagens ou espécies selvagens que mostrassem algum nível de resistência a *S. cepivorum* (ADAMS & PAPAVIDAS, 1971; UTKHEDE & RAHE, 1978; BANSAL & BROADHURST, 1992) bem como identificar fatores que afetem a resistência da doença (COUCH, 1999). Ainda assim, segundo Bansal

& Broadhurst (1992) o gênero *Allium* contém cerca de 500 espécies das quais somente uma pequena parcela foi testada quanto a resistência a *S. cepivorum*.

Métodos de avaliação da reação de genótipos

Uma das fases consideradas mais importantes no manejo de doenças de plantas é a quantificação de doenças (KRANZ, 1988). Duas medidas de intensidade de doença são a Severidade e a Incidência. A primeira normalmente é definida pela área foliar afetada em doenças foliares. A segunda é a porcentagem (frequência) de plantas doentes em uma população. É um parâmetro preciso e de fácil obtenção e normalmente mais adequado para doenças de solo. Esses dados podem ser expressos por porcentagem ou outros índices (AMORIM, 1995). Finalmente, a Área Abaixo da Curva de Progresso (AACPD) tem sido recomendada (BERGAMIN FILHO, 1995; SHANER E FINNEY, 1977), como a melhor representação de uma epidemia sendo expressa pela plotagem da proporção de doença *versus* tempo. Por meio dela é possível visualizar interações entre patógenos, hospedeiro e ambiente e avaliar estratégias de controle. A área abaixo da curva de progresso da doença integra em uma variável quantitativa, toda a informação da curva de progresso, sendo muito utilizada para separação de tratamentos de controle de doença, como resistência genética parcial do hospedeiro.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. 3. ed. New York: Academic Press, 1988.
- ADAMS, P. B. Effects of soil temperature, moisture and depth on survival and activity of *Sclerotium minor*, *Sclerotium cepivorum* and *Sporidesmium sclerotiorum*. **Plant Disease**, v. 71, n. 2, p. 170-174, 1987.
- ADAMS, P. B.; PAPAVIDAS, G. C. Effect of inoculum density of *sclerotium cepivorum* and some soil environmental factors on disease severity. **Phytopathology**, v. 61, p. 1253-1256, 1971.
- ASTHANA, R. P. D. I. C. F. A. Studies on *Sclerotium*-forming fungi: I. *Sclerotium cepivorum* Berk. and *S. tuliparum* Klebahn. Part 1. Cultural studies. **Proceedings of the Indian Academy of Sciences**, v. 26, n. 3, p. 94-107, 1946.
- AMORIM, L. Avaliação de doenças. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 3ª ed. São Paulo: Ceres, v.1, 1995. p. 647- 649.
- BANSAL, R. K.; BROADHURST, P. G. An evaluation of *Allium* germplasm for resistance to white rot caused by *Sclerotium cepivorum* Berk. **New Zealand Journal of Crop and horticultural Science**, v. 20, n. 3, p. 361-365, 1992.
- BERGAMIN FILHO, A. Curvas de progresso da doença. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 3ª ed. São Paulo: Ceres, v.1, 1995. p. 602 -626.
- BOEING, G. **Fatores que afetam a qualidade da cebola na agricultura familiar catarinense**. Florianópolis: Instituto Ceba, 2002.
- BONTEMPO, A. F. **Seleção “in vitro” de isolados de *Trichoderma* spp. e *Bacillus* spp. em baixa temperatura de crescimento para controle de *Sclerotium cepivorum***. 2016. 22 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Produção Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, Rio Paranaíba. 2016.

BOTELHO, F. H. C. **Estratégias de análise da reação de cultivares de alfaceiro a patógenos**. 2001. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2001.

BREWSTER, J. L. **Onions and other vegetable Alliums**. 2. ed. Wallingford: CAB Internacional, 2008.

BREWSTER, J. L. The classification, origins, distribution and economic importance of the major vegetable crops. In: _____. **Onions and other vegetable alliums**. Wallingford: CABI International, 2004. p. 1-22.

BRIX, H. D.; ZINKERNAGEL, V. Effects of cultivation, conditioning and isolate on sclerotium germination in *Sclerotium cepivorum*. **Plant Pathology**, v. 41, n. 1, p. 13-19, fev. 1992.

BOITEUX, L.S.; MELO, P.C.T. **Sistema de Produção de cebola (*Allium cepa* L)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2004. (Sistema de produção, 5).

CAMARGO, L. E. A.; BERGAMIN FILHO, A. Controle genético. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas**. 3^a ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, 1980. p.49-64.

COLEY-SMITH, J. R. Studies on the biology of *Sclerotium cepivorum* Berk: IV. Germination of sclerotia. **Annals of Applied Biology**, v. 48, n. 1, p. 8-18, mar. 1960.

COLEY-SMITH, J. R.; KING, J. E.; DICKINSON, D. J.; HOLT, H. W. Germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* Berk under aseptic conditions. **Annals of Applied Biology**, v. 60, n. 1, p. 109-115, ago. 1967.

COLEY-SMITH, J. R.; KING, J. E. The production by species of *Allium* of alkyl sulphides and their effects on the germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* Berk. **Annals of Applied Biology**, v. 64, n. 2, p. 289-301, out. 1969.

COLEY-SMITH, J. R.; JAVED, Z. U. R. Testing the viability of fungal sclerotia. **Annals of Applied Biology**, v. 65, v. 1, p. 59-63, fev. 1970.

COLEY-SMITH, J. R.; GHAFAR, A.; JAVED, Z. U. R. The effect of dry conditions on subsequent leakage and rotting of fungal sclerotia. **Soil Biology Biochemistry**, v. 6, n. 5, p. 307-312, set. 1974.

COLEY-SMITH, J. R.; PARFITT, D.; TAYLOR, L.M.; REESE, R. A. Studies of dormancy in sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Plant Pathology**, v. 36, n. 4, p. 246-257, dez. 1987.

COLEY-SMITH, J. R. **Alternative methods of controlling white rot disease of Allium, in Innovative Approaches to Plant Disease Control**. New York: John Wiley and Sons, 1987. p.161-177.

COLEY-SMITH, J. R.; ENTWISTLE, A. R. Susceptibility of cultivars of garlic to *Sclerotium cepivorum*. **Plant Pathology**, v. 37, p. 261-264, 1988.

CONAB. Alho. [2007]. Disponível em: <<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/7f7dfd4c524614750050fa62d67b8b8e..pdf>>. Acesso em 9 de fevereiro de 2018.

COSTA, C. P. da. Germoplasma de cebola brasileiro e seu uso no melhoramento. In: SEMINÁRIO NACIONAL DE CEBOLA, 9, 1997, Pelotas. **Anais...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 1997. p. 2.

COUCH, B. C. **Population biology of *Sclerotium cepivorum***. 1999. Dissertação (Master of science) - University of Toronto, Toronto, Canadá, 1999.

CROWE, F. J.; HALL, D. H.; GREATHEAD, A. S.; BAGHOTT, K. G. Inoculum density of *Sclerotium cepivorum* on the incidence of white rot of onion and garlic. **Phytopathology**, v. 70, p. 64-69, 1980.

CUI, Z. et al. Phenotypic diversity of modern Chinese and North American soybean cultivars. **Crop Science**, v.41, p. 1954-1967, 2001.

DAVIS, R. M. et al. Efficacy of germination stimulants of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* for management of white rot of garlic. **Plant Disease**, v. 91, p. 204-208, 2007.

DOMINGOS, L. B. **Indutores de germinação de escleródios e uso de fungicidas no manejo de *Sclerotium cepivorum***. 2015. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Viçosa, Rio Paranaíba. 2015.

ENTWISTLE, A. R.; MUNASINGHE, H. L. Epidemiology and control of white rot disease of onions. In: SCOTT, P. R.; BAINBRIDGE, A. (Ed.). **Plant Disease Epidemiology**: Oxford: Blackwell, 1977. p. 187-191.

ENTWISTLE, A. R. Root diseases. In: RABINOWITCH, H. B., BREWESTER, J. L. **Onions and allied crops**. Wellesbourne: C. R. C., 1990. 2 v. p. 106-128.

ESLER, G.; COLEY-SMITH, J. R. Flavour and odour characteristics of species of *Allium* in relation to their capacity to stimulate germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Plant pathology**, v. 32, p 13-22, 1983.

ETOH, T.; SIMON, P. W. Diversity, fertility and seed production of garlic. In: RABINOWITCH, H. D.; CURRAH, L. (Ed.). **Allium crop science: recent advances**. Wallingford: CAB Internacional, 2002. p. 101-114.

FAO FAOSTAT. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/beta/en/#compare>>. Acesso em: 10 de fevereiro de 2018.

FRANÇA, J. G. E. de; CANDEIA, J. A. Development of short-day yellow onion for tropical environments of the Brazilian northeast. **Acta Horticulturae**, v. 433, p. 285-287, 1997.

FILGUEIRA, F. A. R. **Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3ª ed. Viçosa: UFV, 2008.

GERBRANDY, SJ-J. The effects of various temperatures during storage in soil on subsequent germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, v. 95, n. 6, p. 319-326, 1989.

GEORGY, N. I. Allium white rot: geographic, distribution and economic importance (Egypt). In: ADAMS, P. B., ENTWISTLE, A. R., (Ed.). **Proceedings of the Second International Workshop on Allium White rot**. Beltsville: Soilborne Diseases Laboratory, 1983. p. 16-18.

GLASS, N. L., KULDAU, G. A. Mating type and vegetative incompatibility in filamentous ascomycetes. **Annual Rev. Phytopathol**, v. 30, p. 201-24, 1992.

HANELT P. 1990. Taxonomy, evolution and history. In: RABINOWITCH, H.D., BREWSTER, J.L. (Ed.). **Onions and allied crops**. Boca Raton: CRC Press, 1990. p. 1-26. 2 v.

HANSEN, H. N.; SMITH, R. E. The mechanism of variation in imperfect fungi: *Botrytis cinerea*. **Phytopathology**, v. 22, p. 953-964, 1932.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTADÍSTICA (IBGE). Levantamento Sistemático da Produção Agrícola. **Lev. Prod. Agr.**, Rio de Janeiro, v.29, n.12 p.1-82, 2016.

KIMATI, H. Doenças do alho e cebola. In: GALLI, F. (coord.). **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1980. p.49-64. 2 v.

KIILL, L. H. P. RESENDE, G. M. de. SOUZA, R. J. de. **Cultivo da cebola no Nordeste**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2007. (Sistema de produção, 3).

KING, J. E.; COLEY-SMITH, J. R. Production of volatile alkyl sulphides by microbial degradation of synthetic alliin and alliin-like compounds, in relation to germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* Berk. *Annals of applied Biology*, v. 64, n. 2, p. 303-314, out. 1969.

KRANZ, J. Measuring plant disease. In: KRANZ, J.; ROTEM, J. (ed.). **Experimental Techniques in Plant Disease Epidemiology**. Heidelberg: Springer, 1988. p. 35-50.

LESLIE, J. F. Fungal vegetative compatibility. **Annual Review of Phytopathology**, v. 31, p. 127-50, 1993.

LESLIE, J. F. Fungal vegetative compatibility: promises and prospects. **Phytoparasitica**, v. 24, n. 1, 1996.

LISBÃO, R. S. et al. Alho. In: FURNALI, A. M. C.; VIÉGAS, G. P. (Ed.). **O melhoramento de plantas do Instituto Agronômico**. Campinas: Instituto Agronômico, 1993. p. 222-253.

MARANHA, F. G. C. B.; RAMALHO, M. A. P.; FARIAS, F. J. C. Estratégias de análise da reação de cultivares de algodoeiro a patógenos. **Revista Brasileira Oleaginosas e Fibrosas**, Campina Grande, v. 6, n. 2, p. 565-575, 2002.

MAUDE, R. B. Onions diseases. In: Jones, D. G. (ed.). **The Epidemiology of Plant Diseases**. 1ª ed. Dordrecht: Kluwer Publishers, 1998. p. 413.

MELO, P. C. T.; RIBEIRO, A.; CHURATA-MASCA, M. G. C. Sistemas de produção, cultivares de cebola e o seu desenvolvimento para as condições brasileiras. In: SEMINÁRIO NACIONAL DE CEBOLA, 3., 1998, Piedade. **Anais...** Jaboticabal: Funep, 1998. p. 27-61.

- MENDES, M. A. S.; URBAN, A. F. **Fungos relatados em plantas no Brasil, Laboratório de Quarentena Vegetal**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2018. Disponível em: <<http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/michtml/fgbanco01.asp>>. Acesso em: 12 de fevereiro de 2018.
- MENEZES SOBRINHO, J. A. et al. **A cultura do alho**. Brasília: EMBRAPA, 1993.
- NUNES, M. E. T.; KIMATI, H. Doenças do alho e da cebola (*Allium sativum* L. e *Allium cepa* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 3ª Ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, 1997. p. 49-64.
- OLIVEIRA, V. R. et al. Cultivares. In: OLIVEIRA, V. R.; BOITEUX, L. S. (Ed.). **Sistema de produção de cebola (*Allium cepa* L.)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2004. (Sistemas de produção, 5). Disponível em: <<http://www.cnph.embrapa.br/sistprod/cebola>>. Acesso em: 10 de fevereiro de 2018.
- PAPAVIZAS, G. C. Isolation and enumeration of propagules of *Sclerotium cepivorum* from soil. **Phytopathology**, v. 62, p. 545-549, 1972.
- PASCHOLATI, S. F.; LEITE, B. Hospedeiro: mecanismos de resistência. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de fitopatologia: Princípios e conceitos**. 3ª ed. São Paulo: Ceres, v.1, 1995. p. 417-452.
- PEREIRA, R. B.; OLIVEIRA, V. R.; PINHEIRO, J. B. **Diagnose e manejo de doenças fúngicas na cultura da cebola**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2014. (Circular Técnica, 133).
- PINTO, C. M. F. **Controle cultural da podridão branca do alho por meio de épocas de plantio e extratos de plantas**. 1995. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 1995.
- RAHN, K. Alliaceae. In: KUBITZKI, K. (Ed.). **The families and genera of vascular plants**. Berlin: Springer-Verlag, 1998. p. 70-78.
- REIS, A.; OLIVEIRA, V. R. **Identificação e manejo da podridão-branca do alho e da cebola**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2013. (Comunicado Técnico, 91).

RESENDE, F. V., NASSUR, R. C. M. R.; HABER, L. L. Cultivares recomendadas: Desempenho agrônômico e qualidade pós-colheita. In: NICK, C.; BORÉM, A. (Ed.). **Alho do plantio a colheita**. 1ª ed. Viçosa: UFV, 2017.

SHANER, G.; FINNEY, R.E. The effect of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in Knox wheat. **Phytopathology**, St. Paul, v. 67, n. 8, p. 1051-1056, 1977.

SILVA, E. C; SILVA, R. J. Botânica e cultivares. In: SOUZA, R. J.; MACÊDO, F. S. (coord.). **Cultura do alho: tecnologias modernas de produção**. Lavras: UFLA, 2009. p. 19-28.

SILVA, A. C. F. da; VIZZOTTO, V. J. O sucesso no cultivo da cebola depende do plantio de cultivares na época certa. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 3, n. 1, p. 33-36, 1990.

SIMON, P. W., JENDEREK, M. M. Flowering, seed production and the genesis of garlic breeding. **Plant Breeding Reviews**, Westport, v. 23, p. 211-244, 2003.

UTKHEDE, R. S.; RAHE, J. E. Screening wild onion germoplasm collection for resistance to white rot. **Canadian journal of plant science**, v. 58, p. 819- 822, 1978.

VILLALTA, O. N.; WITE, D.; PORTER, I. J.; MCLEAN, K. L.; STEWART, A.; HUNT, J. Integrated control of onion white rot on spring onions using diallyldisulphide, fungicides and biocontrols. **Acta Horticulturae**, v. 944, p. 63-71, 2012.

WASUM R. A.; BORDIN J.; SINIGAGLIA C. Considerações taxômicas. In: BARBIERI, R.L. (Ed.) **Cebola: ciência, arte e história**. 2ª ed. Brasília: Embrapa Informação tecnológica, 2007.

XU, Z. et al. Phylogenetic placement of plant pathogenic *Sclerotium* species among teleomorph genera. **Mycologia**, Março/Abril 2010, v. 102, n. 2, p. 337- 346, 2010.

CAPÍTULO 1: Compatibilidade micelial de isolados de
Sclerotium cepivorum

Resumo

O fungo *Sclerotium cepivorum*, causador da podridão branca, é um patógeno de ocorrência mundial e no Brasil ocorre nas principais regiões produtoras de alho e cebola podendo, em condições favoráveis, causar perdas de até 100%. Apesar dos danos elevados associados à doença no Brasil, pouco se conhece sobre a variabilidade do patógeno no país. Nessa perspectiva, o teste de compatibilidade micelial tem sido utilizado em estudos com vários patógenos de plantas, como método indireto que permite mensurar a variabilidade genética entre isolados. O objetivo deste trabalho foi estimar a variabilidade genética através do teste de compatibilidade micelial dentro de uma coleção de 52 isolados de *S. cepivorum* obtidos nas principais regiões produtoras do Brasil. Inicialmente, a identificação de todos os isolados foram confirmados pela comparação de sequências do rDNA com os iniciadores ITS1 e ITS4 para amplificar as regiões ITS1, ITS2 e 5.8S do DNA ribossômico. Posteriormente, todos os isolados foram confrontados em todas as combinações possíveis, em placas de Petri descartáveis (90 mm) contendo Batata-Dextrose-Ágar (BDA). Através da análise do teste de compatibilidade micelial foi possível visualizar a diversidade genética dos 52 isolados de *Sclerotium cepivorum*. Observou-se a formação de dois grupos de compatibilidade micelial (GCM). O primeiro grupo (GCM-1), composto por 44 isolados de cebola e alho inclui amostras provenientes de todas as regiões geográficas amostradas. O segundo GCM (CGM-2) compreende por oito isolados de *S. cepivorum*, provenientes exclusivamente de amostras de alho coletados em duas regiões geográficas: Minas Gerais e Rio Grande do Sul. Em conclusão, há evidências que haja uma pequena variabilidade genotípica nos isolados brasileiros de *S. cepivorum*, com predominância do GCM-1, sendo as populações de natureza predominantemente clonal.

Palavras-chave: Compatibilidade micelial, *Sclerotium cepivorum*, Variabilidade genética, podridão branca.

Abstract

Sclerotium cepivorum is a globally occurring pathogen and in Brazil occurs in the major garlic and onion producing regions, and under favorable conditions can cause losses of up to 100%. Despite the heavy damages associated to the disease in Brazil, little is known about the pathogen diversity in the country. The mycelial compatibility test has been used as an indirect method for estimating genetic variability among isolates of plant pathogens. The objective of this work was to estimate the genetic variability of a collection of 52 *S. cepivorum* isolates, obtained from the main *Allium* growing regions in Brazil. All the isolates were confronted in all possible combinations in Petri dishes (90 mm) containing Potato-dextrose-agar (PDA). All isolates were also identified by molecular analysis. For the DNA analysis, total genomic DNA was extracted and amplified with primers ITS1 and ITS4, for the ITS1, ITS2 and 5.8S ribossomic DNA regions. The mycelial compatibility studies revealed some diversity among the 52 isolates of *Sclerotium cepivorum*. Two mycelial compatibility groups (GCM) were observed. The first group (GCM-1) was composed by 44 isolates from garlic and onion, collected on all geographic regions sampled. The second group (GCM-2) was composed of eight isolates, from garlic only, and collected on only two widely separated geographic regions: the States of Minas Gerais and Rio Grande do Sul. We conclude that there is evidence that there is low genotypic variability among the Brazilian isolates *S. cepivorum*, with large predominance of one compatibility group (GCM-1). The data is consistent with populations of low genotypic variability, being predominantly clonal.

Key words: Mycelial compatibility, *Sclerotium cepivorum*, sequencing, Variabilidade genética.

Introdução

A podridão branca é causada pelo fungo *Sclerotium cepivorum* Berk. e é uma das mais devastadoras e importantes doenças que afetam as aliáceas. Embora os danos sejam elevados, esse fungo infecta apenas plantas do gênero *Allium* (BREWSTER, 2008). É um patógeno de ocorrência mundial (ENTWISTLE, 1990), e no Brasil ocorre nas principais regiões produtoras de alho e cebola (REIS & OLIVEIRA, 2013), presente nas regiões do Sul do Brasil (Santa Catarina, Rio Grande do Sul e Paraná) e na região Sudeste (Minas Gerais e São Paulo). Em condições favoráveis a ocorrência da doença pode causar até 100% de dano (PEREIRA *et al.*, 2014). É um patógeno necrotrófico, que penetra na epiderme e invade o tecido cortical da raiz. As plantas infectadas, com o decorrer da doença podem apresentar um micélio branco na base do caule. No micélio são formados microescleródios negros, que possuem cerca de 0,5 mm de diâmetro. Os microescleródios podem sobreviver por mais de 18 anos no solo, mesmo na ausência do hospedeiro (COLEY-SMITH *et al.*, 1990). A germinação dos microescleródios é estimulada pelos exsudatos radiculares que são metabolizados pela microbiota do solo gerando compostos voláteis tais como di-propil dissulfureto (DPDS) e dissulfureto de dialila (DADS) (COLEY-SMITH & KING, 1969; COLEY-SMITH, 1987; BREWSTER, 2008). Além dos exsudatos, outro importante fator que interfere na germinação dos microescleródios é a temperatura do solo (MAUDE, 1998). A germinação é favorecida a temperatura de 10 a 20°C e inviabilizada acima de 35°C (ADAMS, 1987). Inicialmente a doença pode passar despercebida, mas pode reduzir os rendimentos ao nível não econômico em 4 anos de cultivos sucessivo de cebola. (BREWSTER, 2008). Atualmente não existe um controle individualmente eficiente contra o patógeno. O uso de plantas resistentes é limitado, pois poucas plantas apresentam resistência a doença. Desta forma, são recomendadas medidas preventivas no manejo da doença (PINTO, 1995; NUNES; KIMATI, 1997; VILLALTA *et al.*, 2012; REIS; OLIVEIRA, 2013).

A variabilidade genética inerente a qualquer população de fungos tem implicações diretas no manejo da doença. A variabilidade genética em *S. cepivorum* pode estar associada a virulência, a durabilidade e a capacidade de germinação dos microescleródios, a reação aos fungicidas ou a capacidade de resistir a um agente de controle biológico (SAAD, 2014). Embora pouco se saiba sobre a influência da variabilidade genética de *S. cepivorum* em muitos desses fatores, Earnshaw & Boland

(1997) descobriram diferenças na virulência que foram associados a diferentes grupos genéticos.

Nessa perspectiva o teste de compatibilidade micelial é um método indireto que permite mensurar a variabilidade genética entre isolados e tem sido usado em diversos estudos com vários patógenos de plantas (LESLIE, 1993). É uma técnica que é útil para medir a diversidade genotípica e o grau de clonalidade de uma população (LESLIE, 1996). A compatibilidade é um método simples que permite agrupar os fungos com base na sua compatibilidade ou incompatibilidade micelial, através de um mecanismo de auto reconhecimento (COUCH, 1999). Constitui uma ferramenta útil para melhor conhecer a variabilidade dentro dos isolados de *S. cepivorum* no Brasil. Kohn & Couch (2000), ao estudarem um uma população de *Sclerotium cepivorum* provenientes do Canadá, Ilha sul da Nova Zelândia, da Europa, do México e da América do Sul (dentre eles um isolado do Brasil), os isolados foram agrupados de acordo com a compatibilidade micelial. Entretanto, ainda existe pouca informação sobre a variabilidade genética do patógeno no país, fato importante para o melhor manejo da doença.

Por conseguinte, o objetivo deste estudo foi estimar a variabilidade genética através do teste de compatibilidade micelial presente dentro de uma coleção de isolados de *Sclerotium cepivorum* coletados nas principais regiões produtoras do Brasil.

Material e métodos

Inicialmente, foi realizada a confirmação das espécies utilizadas neste estudo, através da identificação molecular e da comparação com o banco de dados de *Sclerotium cepivorum* no GenBank. Após identificados, os isolados foram confrontados para realizar o teste de compatibilidade micelial.

Isolados de *S. cepivorum*

Foram utilizados 52 isolados de *Sclerotium cepivorum* da coleção da Embrapa Hortaliças obtidos das principais regiões produtoras de alho e cebola do Brasil. Coletados nos estados de Minas Gerais (26 isolados), São Paulo (19 isolados), Santa Catarina (3 isolados) e Rio Grande do Sul (4 isolados) entre 2014 e 2016 (Tabela 1.2). Os isolados

foram repicados para o meio Batata-Dextrose-Ágar (BDA) e incubados em câmaras de crescimento, a 18°C, no escuro.

Extração de DNA

O DNA genômico total foi extraído conforme o protocolo modificado por Dellaporta *et al.* (1983) e por Boiteux *et al.* (1999), baseado no método SDS. Os isolados foram cultivados em meio BDA por cinco a sete dias. O micélio do fungo foi raspado do meio BDA em placa de Petri e transferido para microtubo de 2 mL de fundo arredondado contendo duas esferas de aço inoxidável. Homogeneizou-se o micélio com 1 mL da solução tampão desenvolvido por Dellaporta (10 mL de Tris HCl 1 M pH 8,0; 10 mL NaCl 5 M; 20 mL EDTA 0,25 M e 70 mL 2-Mercaptoethanol) e 140µL de solução detergente dodecilsulfato de sódio (SDS) a 10% para o rompimento das membranas celulares. O micélio foi macerado no equipamento TissueLyser II (Qiagen) ajustado para o programa 30 Hz/s durante 3 minutos. O processo foi repetido até a maceração completa do micélio. O tubo com o micélio macerado foi mantido a – 80°C por 15 minutos e posteriormente no banho-maria a 65°C por 15 minutos. Adicionou-se 250 µL de acetato de potássio 8M ao micélio macerado para dissociar as proteínas do DNA, que foi homogeneizado e incubado a – 80°C por 5 minutos. Posteriormente, foi feita a centrifugação a 9.000 rpm por 6 minutos. Nessa fase removeu-se 700 µL do sobrenadante, transferida para outro tubo de 1,5 mL. Acrescentou-se 540 µL de isopropanol (J.T. Baker) gelado e incubou-se a amostra a – 20 °C por 5 minutos, para precipitação do DNA. As amostras foram submetidas a centrifugação de 10.000 rpm por 6 minutos e descartou-se o sobrenadante. Para a remoção de impurezas do DNA, o precipitado foi lavado três vezes com etanol 70% a 4°C e centrifugado a 12.000 rpm por 2 minutos, sendo descartado o sobrenadante. A secagem do precipitado foi feita em câmara de fluxo laminar (VECO). Para a ressuspensão do precipitado, adicionou-se 100 µL de tampão TE (10 mM Tris-HCl, pH 8,0 e 1 mM EDTA) e RNase que foi incubado em banho-maria a 37°C por 1 hora. O DNA genômico foi submetido à eletroforese em gel de agarose (Affymetrix) 1% (100v/3h), corado em solução de brometo de etídio e fotodocumentado sob luz UV, para quantificação por meio de comparação visual com o marcador 1Kb Plus DNA ladder (Invitrogen).

Amplificação e sequenciamento

Utilizou-se os oligonucleotídeos ITS1 (5'TCC GTA GGT GAA CCT GCG G 3') e ITS4 (5' TCC TCC GCT TAT TGA TAT GC 3') para amplificar a região ITS1, ITS2 e 5.8S do DNA ribossômico dos isolados de *S. cepivorum* (WHITE *et al.* 1990). A reação foi preparada com volume final de 30 µL, contendo 9,0 µL de água Mili Q, 5 µL de Tampão 10x, 2,5 µL de MgCl₂ (50mM), 3,75 µL de cada primer (10nmol), 2,5 µL de dNTPs (10mM), 0,5 µL de Taq DNA polimerase (5U/ µL) e 3 µL de DNA (~ 50ng/ µL).

As reações de amplificação foram realizadas em termociclador T100™ Thermal Cycler (Bio-Rad Laboratories, Inc) nas seguintes condições: desnaturação inicial a 94°C por cinco minutos, 35 ciclos de desnaturação a 94 °C por 30 segundos, anelamento a 58°C por 45 segundos, extensão a 72°C por 2 minutos e ciclo de extensão final a 72°C por 7 minutos.

Para purificar o produto da PCR utilizou-se o Kit de purificação Wizard® SV Gel and PCR Clean-Up System (Promega) e enviou à Macrogen, Inc. (Seul, Coréia do Sul) para sequenciamento. As sequências de nucleotídeos obtidas da região ITS do rDNA de *Sclerotium cepivorum* foram comparadas utilizando o algoritmo BLASTn disponível *on line* para confirmar a identidade das espécies dos isolados com base na similaridade com outras sequencias depositadas no GenBank.

Análise da compatibilidade micelial

Para a análise de compatibilidade micelial entre os isolados de *S. cepivorum*, todos os 52 isolados foram confrontados em todas as combinações possíveis, isolado x isolado, em placas de Petri descartáveis (90 mm) contendo BDA. Discos de micélio de 6 mm, retirados das margens das colônias com sete dias de crescimento, foram pareados em um arranjo contendo três isolados distintos por placa (Fig. 1.1). A compatibilidade micelial foi analisada visualmente após 15 dias de incubação em B.O.D. a temperatura de 18°C sem fotoperíodo, conforme a metodologia adaptada de Kohn et al (1990).

Isolados pertencentes ao mesmo grupo de compatibilidade micelial (GCMs) formam um crescimento uniforme na zona de contato micelial dos isolados. Os isolados de GCM distintos apresentaram uma zona de antagonismo na região de contato micelial, caracterizada pela presença de uma linha de coloração escura, marrom clara ou creme. Os

experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizados com três repetições.

Resultados

Caracterização molecular

Cinquenta e um dos 52 isolados de *Sclerotium cepivorum* pertencentes a coleção de trabalho da Embrapa Hortaliças, foram identificados a partir da análise das sequências das regiões ITS 1 e 4, que amplificaram a região ITS1, ITS2 e 5.8S do DNA ribossômico (WHITE *et al.* 1990). O produto da PCR resultou na amplificação de uma única banda no gel de agarose que corresponde ao fragmento de 520 pb, aproximadamente. Um dos isolados (SC 5) não amplificou a região testada, possivelmente devido a qualidade do DNA extraído. A Figura 1.3 apresenta os produtos de PCR de uma amostra representativa da coleção, composta de 17 isolados.

A identidade de pares de bases dos produtos de PCR com as sequências depositadas no Genbank variou de 98 a 100% (Tabela 1.3). Todos os isolados testados foram confirmados como pertencentes ao gênero *Sclerotium* e a espécie *cepivorum*.

Grupos de compatibilidade vegetativa (GCM)

Todos os 52 isolados de *Sclerotium cepivorum* foram testados entre si (Tabela 1.1). Foram considerados isolados pertencentes ao mesmo grupo de compatibilidade micelial os isolados que apresentaram um crescimento uniforme na zona de interseção (Fig. 1.2 - B e D). Os isolados considerados pertencentes a diferentes grupos de compatibilidade foram aqueles que na zona de interação do crescimento micelial dos isolados apresentaram uma linha de coloração esbranquiçada, creme ou marrom (Fig. 1.2 - A e C).

Observou-se a formação de apenas dois grupos de compatibilidade micelial (GCM). O primeiro grupo (GCM-1), composto por 44 isolados de cebola e alho inclui amostras provenientes de todas as regiões geográficas amostradas. O segundo GCM (GCM-2) compõe-se por oito isolados de *S. cepivorum*, tendo como único hospedeiro o

alho, e são originários de apenas duas regiões geográficas: Minas Gerais, no município de São Gotardo com sete isolados e Rio Grande do Sul, município de São Marcos com um isolado (Tabela 1.2).

Discussão

As análises moleculares do rDNA, da região ITS 1 e 4 foram eficientes em confirmar claramente a identidade dos isolados estudados.

Os 52 isolados foram agrupados em apenas dois grupos de compatibilidade micelial. A partir deste resultado observa-se que a população de *S. cepivorum* estudada apresentou possivelmente uma baixa variabilidade genética, sendo basicamente clonal. Earshaw & Boland (1997) também encontraram resultado semelhante ao estudarem 146 isolados *S. cepivorum* da região de brejos na Holanda, que formaram apenas dois grupos distintos de compatibilidade micelial. O estudo de Couch & Kohn (2000) ao analisar uma população de 194 isolados de *S. cepivorum* originários de vários países (Canadá, Brasil, Columbia Britânica, Chile, Itália, México, Holanda, Nova Jersey, Nova Zelândia (ilha norte e sul), observaram a formação de 12 grupos de compatibilidade micelial. Segundo estes autores o estudo demonstrou que os grupos de compatibilidade estudados eram geneticamente distintos, estáveis ao longo do tempo e clonais.

O GCM-1 ratifica a informação extraída da análise do teste de compatibilidade micelial acerca da característica clonal da população do patógeno, pois este grupo compõe-se de uma amostra representativa de isolados extraídos de ambos hospedeiros, alho e cebola. Por tanto, demonstra que não diferem quanto ao hospedeiro, sendo perfeitamente capaz de infectar aos dois hospedeiros. Quanto à distribuição espacial, foram isolados coletados dos estados de Minas Gerais, São Paulo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, estados responsáveis pela maior parte do alho e cebola produzidos no Brasil e que possuem histórico de problemas com podridão. Logo, ao observar que estes isolados foram compatíveis, demonstra que a população no Brasil é aparentemente predominantemente clonal. Segundo Kohn & Couch (2000) a ocorrência de um mesmo clone em mais de um local fornece fortes evidências do fluxo entre os locais.

Talvez a menor variabilidade encontrada em isolados do grupo GCM-2 extraídos (todos extraídos de plantas de alho), pode estar relacionada ao tipo de material de propagação da cultura, o bulbilho. A exemplo do que ocorre com *Sclerotinia sclerotiorum*, que se dispersa a longas distâncias por meio de inóculo misturado à lotes de sementes botânicas (YANG, *et al.*, 1998). Os isolados de alho Sc 119 e Sc 127 foram extraídos da mesma propriedade rural em São Marcos - RS. E apresentaram uma reação de incompatibilidade ao serem confrontados. O isolado Sc 127, pertence ao GCM-1 e, portanto, compatível com isolados de todas as regiões e hospedeiras estudadas, enquanto o isolado Sc 119 foi compatível somente com isolados extraídos da região de São Gotardo-MG. Portanto, aparentemente a região Sul do país apresenta uma maior variabilidade genotípica do patógeno. A compatibilidade de Sc 127 com isolados de todas as regiões (mesmo GCM-1), indica que o plantio e a comercialização de bulbilhos semente, podem ser responsáveis pela disseminação da doença. A região Sul foi o local de introdução do cultivo de cebola no país e onde estão presentes a cultivares geneticamente heterogêneas, mantidas ainda hoje pelos agricultores da região (OLIVEIRA *et al.*, 2004). É possível que devido a maior heterogeneidade genética das plantas cultivadas maior variabilidade genética esteja presente na região. Segundo Hartl & Clark (1989 apud COUCH, 1999) o afunilamento geralmente ocorre quando novas populações são estabelecidas por um pequeno número de indivíduos de uma população estabilizada. Segundo Couch (1999), *S. cepivorum* é um patógeno que foi disseminado por meio de partículas de solos e cebolas infestadas através de práticas agrícolas e por qualquer das possíveis razões, se reproduz assexuadamente em populações de campo agrícola. Apresenta um padrão de diversidade genético limitado, ou seja, poucos clones estão presentes no local, mas amplamente dispersos entre as áreas de produção agrícola em todo o mundo, semelhante a *P. infestans* durante sua disseminação pela Europa. A introdução *P. infestans* por meio de material vegetal nos EUA e posteriormente na Europa, foi através de uma população basicamente clonal do patógeno. O centro de origem é o México que apresenta uma variedade maior do patógeno. O evento de afunilamento da população de *P. infestans* introduzida na Europa foi inferido através de estudos que compararam amostras contemporâneas da América do Norte e Europa com amostras de coleções.

Conhecer a variabilidade do patógeno permite desenvolver um melhor controle da doença. A baixa variabilidade e uma população provavelmente clonal, permitem melhor

direcionamento nos estudos com uso de variedades resistentes e melhoramento genético. Pois provavelmente ao obter uma variedade resistente, esta será resistente contra a maioria dos isolados de *S. cepivorum*.

A compatibilidade micelial permite identificar os clones ou genótipos, porém, para determinar características acima de espécie ou dentro dos grupos de compatibilidade (LESLIE, 1996; COUCH, 1999), devem ser aliados a análises moleculares das sequências de DNA, DNA fingerprints, e análises filogenéticas.

Entretanto, mais estudos com *S. cepivorum* aliando técnicas moleculares de regiões gênicas que permitam mesurar a diversidade genética serão necessários para melhor confirmar as características do patógeno.

Conclusões

Através da análise do teste de compatibilidade micelial foi possível visualizar a diversidade genética dos 52 isolados de *Sclerotium cepivorum*. Houve a formação de dois grupos de compatibilidade. Observou-se a predominância do grupo de compatibilidade micelial (GCM-1). Desta forma, existem evidências de que no grupo de isolados estudados apresenta uma baixa variabilidade genética, sendo predominantemente clonal.

Referências Bibliográficas

ADAMS, P. B. Effects of soil temperature, moisture and depth on survival and activity of *Sclerotium minor*, *Sclerotium cepivorum* and *Sporidesmium sclerotiorum*. **Plant Disease**, v. 71, n. 2, p. 170-174, 1987.

AVINDIMA

BOITEUX, L. S.; FONSECA M. E. N.; SIMON, P. W. Effects of plant tissue and DNA purification method on RAPD-based genetic fingerprinting analysis in carrot (*Daucus carota* L.). **Journal of American Society for Horticultural Science**, v. 124, n.1, p. 32-38, jan. 1999.

BONTEMPO, A. F. Seleção “*in vitro*” de isolados de *Trichoderma* spp. e *Bacillus* spp. em baixa temperatura de crescimento para controle de *Sclerotium cepivorum*. 2016. 22 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Produção Vegetal) – Universidade Federal de Viçosa, Rio Paranaíba. 2016.

COLEY-SMITH, J. R. **Alternative methods of controlling white rot disease of Allium, in Innovative Approaches to Plant Disease Control**. New York: John Wiley and Sons, 1987. p.161-177.

COLEY-SMITH, J. R., MITCHELL, C. M., SANFORD, C. E. Longterm survival of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* and *Stromatinia gladioli*. **Plant Pathology**, v. 39, p. 58-69, 1990.

COLEY-SMITH, J. R., KING, J. E. The production by species of *Allium* of alkyl sulphides and their effects on the germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* Berk. **Annals of Applied Biology**, v. 64, p. 289-301, 1969.

COUCH, B. C. **Population biology of *Sclerotium cepivorum***. 1999. Dissertação (Master of science) - University of Toronto, Toronto, Canadá, 1999.

COUCH, B. C.; KONH, L. M. Clonal spread of *Sclerotium cepivorum* in onion production with evidence of past recombination events. **Phytopathology**, v. 90, n. 5, p. 514-521, Maio 2000.

DELLAPORTA, S. L.; WOOD, J., HICKS, J. B. A plant DNA minipreparation: version II. **Plant Molecular Biology Reporter**, v. 1, n. 4, p. 19-21, set. 1983.

- DOMINGOS, L. B. **Indutores de germinação de escleródios e uso de fungicidas no manejo de *Sclerotium cepivorum***. 2015. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Viçosa, Rio Paranaíba. 2015.
- ENTWISTLE, A. R. Root diseases. In: RABINOWITCH, H. B., BREWESTER, J. L. **Onions and allied crops**. Wellesbourne: C. R. C., 1990. 2 v. p. 106-128.
- EARNSHAW, D.; BOLAND, G. J. Mycelial compatibility groups in *Sclerotium cepivorum*. **Plant Pathology**, v. 46, p. 229-238, 1997.
- GELFAND, D. H.; SNINSKY, J. J.; WHITE, T. J. (Ed.). **PCR Protocols: a guide to methods and applications**. San Diego: Academic Press, 1990. p.315-322.
- KOHN, L. M.; CARBONE, I.; ANDERSON, J. B. Mycelial interactions in *Sclerotinia sclerotiorum*. **Experimental Mycology**, v. 14, n. 3, p. 225-267, set. 1990.
- LESLIE, J. F. Fungal vegetative compatibility. **Anual Review of Phytopathology**, v. 31, p. 127-50, 1993.
- LESLIE, J. F. Fungal vegetative compatibility: promises and prospects. **Phytoparasitica**, v. 24, n. 1, 1996.
- MAUDE, R. B. Onions diseases. In: Jones, D. G. (ed.). **The Epidemiology of Plant Diseases**. 1ª ed. Dordrecht: Kluwer Publishers, 1998. p. 413.
- NUNES, M. E. T.; KIMATI, H. Doenças do alho e da cebola (*Allium sativum* L. e *Allium cepa* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, 1997. p. 49-64.
- OLIVEIRA, V. R. et al. Cultivares. In: OLIVEIRA, V. R.; BOITEUX, L. S. (Ed.). **Sistema de produção de cebola (*Allium cepa* L.)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2004. (Sistemas de produção, 5.). Disponível em: <<http://www.cnph.embrapa.br/sistprod/cebola>>. Acesso em: 10 de fevereiro de 2018.
- PINTO, C. M. F. **Controle cultural da podridão branca do alho por meio de épocas de plantio e extratos de plantas**. 1995. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 1995.
- REIS, A.; OLIVEIRA, V. R. **Identificação e manejo da podridão-branca do alho e da cebola**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2013. (Comunicado Técnico, 91).

SAAD, A. S. M. **Biochemical study on *Sclerotium cepivorum* the causal of onion white rot disease and the recent control means.** 2014. Tese (Doctor in Agricultural Science) -Mansoura University, Egipto. 2014.

VILLALTA, O. N.; WITE, D.; PORTER, I. J.; MCLEAN, K. L.; STEWART, A.; HUNT, J. Integrated control of onion white rot on spring onions using diallyldisulphide, fungicides and biocontrols. **Acta Horticulturae**, v. 944, p. 63-71, 2012.

WHITE, T. J.; BRUNS, T.; LEE, S.; TAYLOR, J. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS, M. A.; GELFAND, D. H.; SNINSKY, J. J.; WHITE, T. J. (Ed.). **PCR Protocols: a guide to methods and applications.** San Diego: Academic Press, 1990. p. 315-322.

YANG, X. B.; WORKNEH, F.; LUNDEEN, P. First report of sclerotium production by *Sclerotinia sclerotiorum* in soil on infected soybean seeds. **Plant Disease**, v. 82, n. 2, p.264, fev. 1998.

1998.

Tabela 1-2 – Origem, grupo de compatibilidade micelial, planta hospedeira, origem geográfica e local e ano de coleta e dos isolados de *Sclerotium cepivorum*.

ISOLADO	GCM	HOSPEDEIRO	MUNICÍPIO	PROPRIEDADE	ANO
SC 1	1	Cebola	Rio Paranaíba – MG	COOPADAP	2014
SC 2	1	Cebola	Rio Paranaíba – MG	COOPADAP	2014
SC 3	1	Cebola	Rio Paranaíba – MG	COOPADAP	2014
SC 4	1	Cebola	Rio Paranaíba – MG	COOPADAP	2014
SC 5	1	Cebola	Rio Paranaíba – MG	COOPADAP	2014
SC 9	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Nilton Yamaguhi	2015
SC 10	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 11	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Sítio Elizei Jangada	2015
SC 12	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 13	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 14	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 16	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Sítio Elizei Jangada	2015
SC 17	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 18	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 19	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 20	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 21	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 22	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Sítio Elizei Jangada	2015
SC 23	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 24	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 25	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 27	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Fazenda São Geraldo	2015
SC 29	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 31	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Sítio Elizei Jangada	2015
SC 32	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 33	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 34	1	Cebola	São José do Rio Pardo - SP	Sítio Elizei Jangada	2015
SC 35	1	Alho	Rio Paranaíba – MG	Jorge Kiryu	2015
SC 36	1	Cebola	Sacramento – MG	Fazenda Riacho Claro	2015
SC 37	1	Cebola	Sacramento – MG	Fazenda Riacho Claro	2015
SC 38	1	Cebola	Sacramento – MG	Fazenda Riacho Claro	2015
SC 39	1	Alho	Bueno Brandão – MG	José Antonio Barbosa	2015
SC 45	1	Cebola	Itobi – SP	São Teodoro	2015
SC 46	1	Alho	Bueno Brandão – MG	José Antonio Barbosa	2015
SC 47	1	Cebola	Itobi – SP	São Teodoro	2015
SC 49	1	Cebola	Itobi – SP	São Teodoro	2015
SC 58	1	Alho	Bueno Brandão – MG	José Antonio Barbosa	2015
SC 91	1	Alho	Curitibanos – SC		2015
SC 94	1	Alho	Curitibanos – SC		2015
SC 97	1	Alho	Curitibanos - SC		2015

SC 106	1	Cebola	Monte Alto - SP		2015
SC 117	1	Alho	São Marcos - RS	Valmor Maurina	2015
SC 118	1	Alho	São Marcos - RS	Valmor Maurina	2015
SC 119	2	Alho	São Marcos - RS	Gilberto Meneguzzo	2015
SC 127	1	Alho	São Marcos - RS	Gilberto Meneguzzo	2015
SC 133	2	Alho	São Gotardo - MG		2016
SC 136	2	Alho	São Gotardo - MG		2016
SC 137	2	Alho	São Gotardo - MG		2016
SC 138	2	Alho	São Gotardo - MG		2016
SC 139	2	Alho	São Gotardo - MG		2016
SC 140	2	Alho	São Gotardo - MG		2016
SC 141	2	Alho	São Gotardo - MG		2016

Tabela 1-3 – Comparação das sequências ITS de *S. cepivorum* obtidas em relação as sequências depositadas no banco de dados do GenBank.

Código	Espécie	Nº de Acesso do GenBank	Identidade de pares de base no banco de dados do NCBI (%)
Sc 01	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 02	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 03	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 04	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 05	<i>Sclerotium cepivorum</i>	-	-
Sc 09	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 10	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KY682090.1	99
Sc 11	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 12	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KY682090.1	100
Sc 13	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 14	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 16	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KY682090.1	99
Sc 17	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 18	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 19	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 20	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 21	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 22	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 23	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 24	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 25	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 27	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 29	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 31	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 32	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 33	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 34	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	98
Sc 35	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 36	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 37	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 38	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 39	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	98
Sc 45	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 46	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 47	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 49	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 58	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 91	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 94	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 97	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 106	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99

Sc 117	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 118	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 119	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 127	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 133	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 136	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 137	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 138	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	99
Sc 139	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 140	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100
Sc 141	<i>Sclerotium cepivorum</i>	KP257580.1	100

- Não houve amplificação da região desejada.

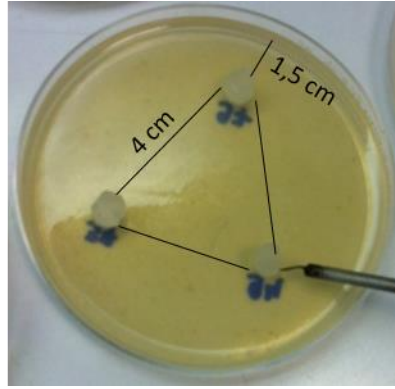
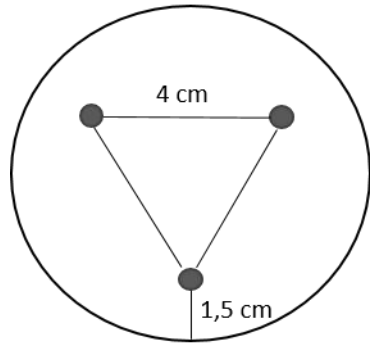


Figura 1-1 — Arranjo de três isolados distintos de *S. cepivorum* em placa de Petri com BDA.

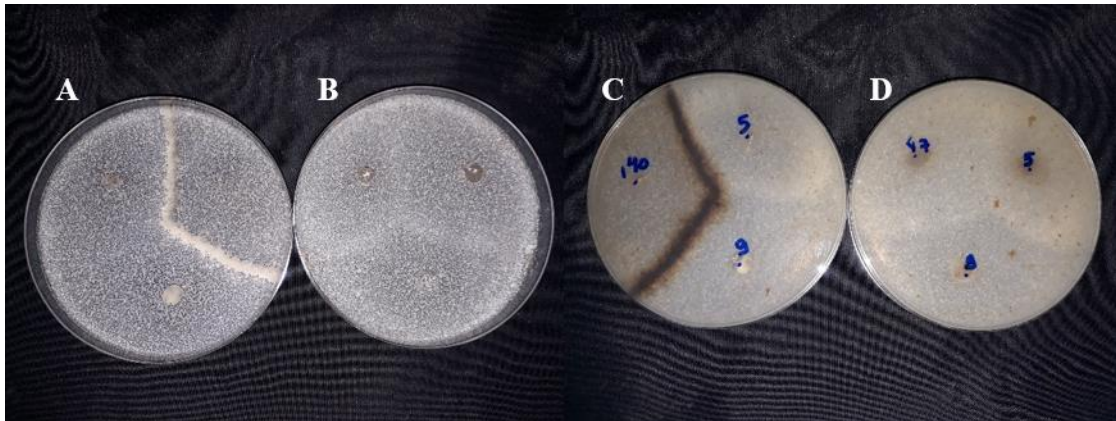


Figura 1-2 -- Compatibilidade micelial entre isolados de *Sclerotium cepirorum*. (A) Reação de incompatibilidade vista superior da placa de Petri (Sc 140-Sc 5, Sc 140-Sc 9) e de compatibilidade (Sc 5-Sc 9); (B) Reação de compatibilidade vista superior da placa de Petri (isolados Sc 47-SC 5, Sc 47- Sc 9 e Sc 5- Sc 9); (C) Reação de incompatibilidade vista inferior da placa de Petri (Sc 140 -Sc 5, Sc 140- Sc 9) e de compatibilidade (Sc 5- Sc 9); (D) Reação de compatibilidade vista inferior da placa de Petri (isolados Sc 47-SC 5, Sc 47- Sc 9 e Sc 5- Sc 9).

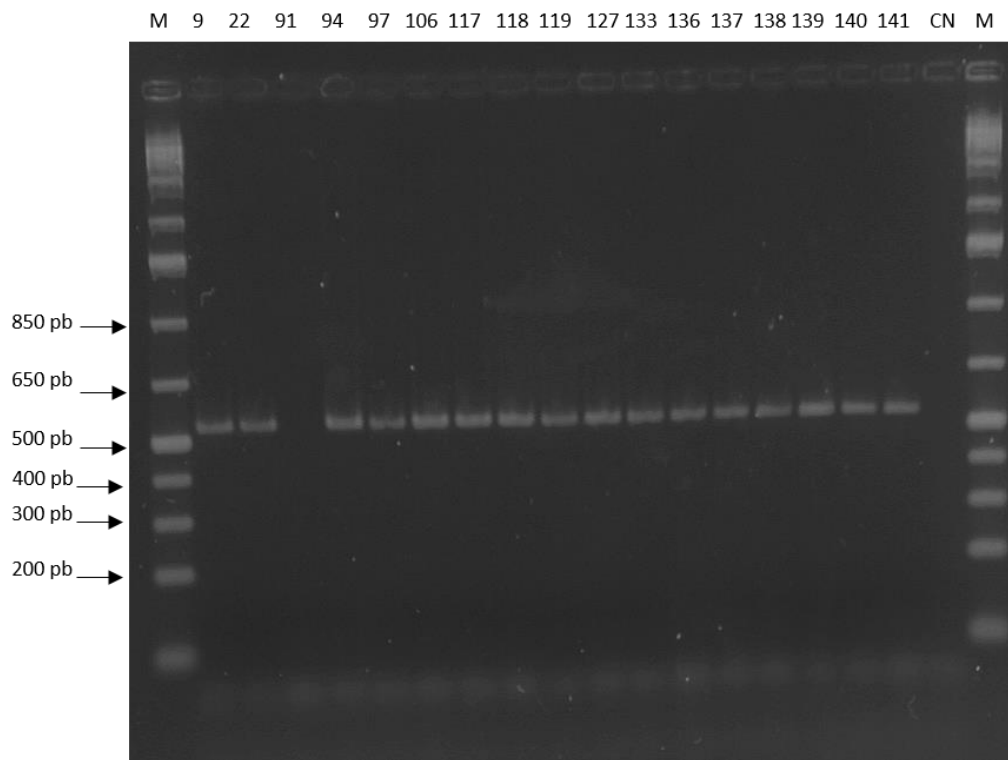


Figura 1-3 -- Produto da PCR visualizado em gel de agarose a 1%, da região do rDNA com os iniciadores ITS 1 e ITS4. M: Marcador molecular 1 Kb Plus DNA Ladder (Invitrogen); 9 a 141: grupo representativo de isolados de *Sclerotium cepivorum* estudados; CN: controle negativo.

**CAPÍTULO 2: Reação de genótipos de alho (*Allium sativum*) a
*Sclerotium cepivorum***

Resumo

O alho tem como maior ameaça mundial da sua produção a podridão branca causada por *Sclerotium cepivorum*, que é altamente específica a plantas do gênero *Allium*. A podridão branca é encontrada em quase todas as regiões produtoras de alho do mundo, apesar de algumas áreas conviverem com a doença, seu controle é muito difícil, baseado em medidas preventivas. Desta forma, a avaliação da resistência genética em genótipos de alho pode trazer auxílio para melhorar o manejo da doença, sendo então o objetivo desse estudo testar a reação de genótipos de alho (*Allium sativum*) à podridão branca. Os experimentos foram conduzidos em condição de campo na estação experimental da Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP em Rio Paranaíba/MG no período de maio a setembro de 2016 e 2017 (19° 15' 39,54" S, 46° 15' 1,02" W e altitude 1.138m). As áreas utilizadas para estes experimentos encontravam-se naturalmente infestadas com microescleródios de *S. cepivorum*, devido a cultivos anteriores e sucessivos de alho e cebola. Para verificar a diversidade dos genótipos foram selecionados em 2016 vinte genótipos, e em 2017 doze genótipos. Alguns genótipos foram repetidos em ambos os anos. Os experimentos seguiram o delineamento experimental de Blocos Completos Casualizados, com cinco repetições e 80 plantas por parcela. A quantidade e viabilidade dos microescleródios em todas as unidades experimentais foi determinada previamente ao plantio, e ao final do ciclo da cultura, após a colheita. A incidência da doença foi quantificada nas quatro linhas centrais de cada parcela. Realizou-se a análise de correlação entre o inóculo inicial e final do fungo (microescleródios) com incidência da doença. Dentre os genótipos UO 73, DDR 6024 e RAL 127 destacaram-se com suscetibilidade e com a maior produtividade.

Palavras-chave: Alho, *Allium sativum*, Resistência Genética, Podridão branca, *Sclerotium cepivorum*.

Abstract

The most important biological limiting factor to garlic production worldwide is white rot, caused by *Sclerotium cepivorum*, a highly specific pathogen that infects only plants of the genus *Allium*. White rot is found on all garlic growing regions around the world, and, although the main growing areas can live with its presence, control of the disease is challenging, mostly based on preventive measures. Therefore, the evaluation of genetic resistance among garlic genotypes may help in disease management. The objective of this study was to test the field reaction of garlic (*Allium sativum*) genotypes to white rot. Experiments were carried out for two consecutive growing seasons in the fields of Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP, Rio Paranaíba/MG from May to September of 2016 e 2017 (19° 15' 39,54" S, 46° 15' 1,02" W and 1,138 m altitude). The areas used for the experiments were naturally infested with microsclerotia of *S. cepivorum*, from previous and successive garlic and onion crops. Twenty garlic isolates were planted in 2016 and twelve genotypes were planted in 2017. Some genotypes were repeated in both years. Experiments followed a Randomized Complete Block Design with five replicates and 80 plants per experimental unit. The amount and viability of microsclerotia present in the area was determined previously to planting and after harvest in all experimental plots. Disease incidence was rated in the four central lines of each plot. The correlation between the initial inoculum and the final inoculum, in the form of microsclerotia, with disease incidence was examined. Garlic genotypes the ones that showed lowest degree of successibility and higher yields were UO 73, DDR 6024 and RAL 127.

Keywords: Garlic, *Allium sativum*, Genetic resistance, White rot, *Sclerotium cepivorum*.

Introdução

O alho (*Allium sativum* L.) é uma planta aromática da família Alliaceae. É a segunda espécie economicamente mais importante cultura do gênero *Allium*, após a cebola (*A. cepa*). É componente na maioria dos pratos do universo culinário e teve sua popularização de uso devido aos inúmeros benefícios que traz para a saúde (BREWSTER, 2008). É uma das espécies cultivadas mais antigas e está entre as hortaliças mais importantes comercialmente, com a produção mundial em 2016 de 26,5 milhões de toneladas (t). A produtividade média mundial foi de 18,09 t/ha (FAO, 2018). No Brasil a produção em 2017 divulgada pelo Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE, foi estimada em 132,8 mil toneladas, em uma área total de 11,156 mil ha (hectares), com produtividade estimada em 11,9 t/ha. Os três principais estados produtores são Minas Gerais, Goiás e Santa Catarina (CONAB, 2018).

Dentre os fatores que afetam a produtividade, estão as doenças, das quais destaca-se a podridão branca causada por *Sclerotium cepivorum* Berk., é a responsável pelos maiores prejuízos econômica na cultura (KIMATI, 1980). No Brasil, entre os principais estados produtores há relato de abandono de áreas produtivas devido a alta incidência da doença. Em São Marcos-RS, município maior produtor de alho no Rio Grande do Sul, observou-se uma redução na área de cultivo de alho em 2012 de 300 hectares para 200 hectares devido a alta incidência da doença (AVINDIMA, 2018). No estado de Minas Gerais principal produtor da cultura no país, nas regiões onde o clima alcança temperaturas mais baixas, tais como, 10 a 20°C, temperatura ótima para o desenvolvimento do fungo (ADAMS, 1987), há relatos de áreas abandonadas devido ao alto índice de instação do solo com os microescleródios de *S. cepivorum* (PINTO, 1995).

O fungo é altamente específico a plantas do gênero *Allium* e não apresenta fase sexual conhecida. Se dissemina por meio do transporte de microescleródios juntamente com partículas de solo ou material propagativo. Os microescleródios podem permanecer no solo por até 20 anos (ENTWISTLE & GRANGER, 1978; ENTWISTLE, 1990). Desta forma, inviabilizando a rotação de cultura como método de controle (CROWE *et al.*, 1980; COLEY-SMITH, 1990).

Não existe um método de controle que seja individualmente eficiente contra essa doença, sendo recomendada a adoção de medidas de controle preventivas. Os produtos

químicos e biológicos, muitas vezes apresentam eficiência *in vitro*, porém quando testados em campo apresentam eficiência variada (DOMINGOS, 2015; BONTEMPO, 2016). Não existem cultivares resistentes disponíveis comercialmente (PLANTWISE, 2018), porém muitos estudos foram realizados com o intuito de conhecer a reação de genótipos da podridão branca, mas que segundo Bansal & Broadhurst (1992) muito ainda há que se investigar. Desta forma, a avaliação da reação de genótipos de alho contra a doença pode auxiliar em um melhor manejo da podridão branca (BANSAL & BROADHURST, 1992).

Assim sendo, o objetivo desse estudo foi testar a reação de genótipos de alho a podridão branca em condições de cultivo comercial em campo.

Material e métodos

Os experimentos foram conduzidos em condição de campo na estação experimental da Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP em Rio Paranaíba/MG no período de maio a setembro de 2016 e 2017 (19° 15' 39,54" S, 46° 15' 1,02" W e altitude 1.138m). As áreas utilizadas para estes experimentos encontravam-se naturalmente infestadas com microescleródios de *S. cepivorum*, devido a cultivos anteriores e sucessivos de alho e cebola.

O preparo do solo (encanteiramento), o manejo de adubação e o controle de pragas e doenças seguiram o recomendado para a cultura (Tabela 2.1). A irrigação por aspersão foi realizada por meio do sistema pivô central com lâmina média de água de aproximadamente 2 mm a cada dois dias. Com frequência e quantidade variável segundo a demanda da cultura, de forma a manter a umidade no solo em níveis favoráveis para a ocorrência da doença. A umidade do ar e a temperatura média do ar e solo (10 cm de profundidade) foram monitoradas (Figura 2.1), com um aparelho portátil meteorológico (Datta loger HOBO U12).

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, com cinco repetições. A dimensão de cada parcela foi de 1,3 x 2,2 m com três linhas duplas de plantio. A área útil da parcela foi constituída por quatro linhas centrais. O plantio dos bulbilhos foi realizado em espaçamento de 0,35 m entre fileiras duplas e 0,12 m entre plantas, totalizando 80

bulbilhos por parcela. O plantio dos bulbilhos de alho foi feito manualmente, com o ápice voltado para cima. Na bordadura (duas linhas externas), realizou-se o plantio com alho da cultivar Ito.

Genótipos de Alho

Os genótipos de alho utilizados nestes experimentos foram obtidos da coleção da Embrapa Hortaliças, de onde foram selecionados materiais divergentes, com ciclo variado (precoce, médio e tardio), com a intenção de testar os mais diversos materiais em um campo de produção comercial, naturalmente infestado por microescleródios de *Sclerotium cepivorum*. Selecionou-se vinte genótipos para a safra 2016 e para a safra 2017, doze genótipos (anexo 2.1). Alguns genótipos foram repetidos em ambos os ensaios.

Os bulbilhos dos genótipos selecionados foram debulhados e classificados nas peneiras de classe sete, seis e cinco na dimensão 56 à 47mm. Os genótipos nobres (Ito, Caçador, Quitéria, Chonan, San Valentim, UO 73, DDR 6024, RAL 127, RAL 159) foram vernalizados em câmara fria a temperatura 3 a 5°C e umidade relativa de 65-70% por 50 dias antes do plantio.

Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios

A quantidade e viabilidade dos microescleródios presentes na área experimental foi determinada previamente ao plantio, e ao final do ciclo da cultura, após a colheita. Para quantificar o número de microescleródios de *S. cepivorum* no campo experimental foram coletadas amostras de solo em todas as parcelas do experimento. Em cada unidade experimental (parcela) coletou-se três subamostras, com um trado na profundidade de 0 a 20 cm que foram homogeneizadas em uma amostra composta. A quantificação dos microescleródios foi realizada no laboratório de Fitopatologia da Embrapa Hortaliças, pela adaptação dos métodos de Papavizas (1972), Crowe *et al.* (1980) e Vimard *et al.* (1986). As alíquotas de 100 cm³ de cada amostra foram pesadas, dissolvidas em 1 L de água e homogeneizadas em liquidificador, em baixa rotação por 30 segundos e passadas por peneira de 20 mesh acoplada a uma de 60 mesh. Lavou-se o liquidificador com água, até que todo o material que nele havia passasse para as peneiras. O conjunto de peneiras também foi lavado até que na peneira de 20 mesh, restassem somente os resíduos maiores,

que foram descartados. O material da peneira de 60 mesh foi transferido para um béquer de 500 mL, com uma pisseta, ao qual foi adicionado 300 mL da solução de sacarose 2,5M. O béquer contendo a solução com o material foi submetido a agitação por 1 minuto com posterior período de repouso de 20 segundos. O sobrenadante contendo os microescleródios, foi vertido na peneira de 60 mesh, e lavado em água para retirar o excesso de sacarose. Com o auxílio de uma pisseta, o material retido na peneira de 60 mesh foi transferido para uma caixa plástica do tipo gerbox contendo papel filtro e colocado para secar por 48 horas. Após a secagem, o número total de microescleródios foi contabilizado sob microscópio estereoscópico. Os microescleródios eram identificados por apresentarem as seguintes características: geralmente arredondados, firmes e de coloração preta sem brilho.

Para determinar a viabilidade dos microescleródios, foram selecionadas três parcelas de cada bloco para composição de uma amostra representativa de cada bloco. Os microescleródios foram retirados da caixa plástica tipo gerbox após a contagem e transferidos com uma pinça estéril, para placas de Petri descartáveis (Villalta *et al.*, 2005). Desinfestou-se os microescleródios superficialmente por imersão em solução de hipoclorito de sódio 5,25% e álcool 95% em uma solução combinada de 1:1, por três minutos. Em seguida, os microescleródios foram transferidos para outro recipiente contendo água destilada, onde ficaram por mais três minutos, e finalmente secos em papel filtro em câmara de fluxo laminar. Preparou-se previamente meio BDA com tetraciclina (250 µL/500 mL de meio BDA), adicionado com uma pipeta em placas de Petri descartáveis na forma de discos de BDA de aproximadamente 8 mm de diâmetro (9 discos/placa) em uma câmara de fluxo laminar. Após a secagem, cada microescleródio foi transferido, com o auxílio de uma pinça flambada, para as placas de Petri contendo os discos de BDA mantidas a 18°C sem fotoperíodo, por sete dias. Quantificou-se a porcentagem de microescleródios viáveis através da identificação dos microescleródios germinados, observando a presença de crescimento das hifas. Contabilizou-se os microescleródios viáveis e na ausência de crescimento das hifas os microescleródios não viáveis.

Avaliação da incidência da podridão branca

A incidência da doença foi quantificada nas quatro linhas centrais de cada parcela em períodos predeterminados aos 90, 108 e 118 dias após o plantio (DAP) em 2016. Em 2017 as avaliações ocorreram aos 54, 68, 82, 100, 117 DAP. Cada planta com sintomas de podridão branca foi retirada do solo para confirmar a presença de micélio e microescleródios do fungo nas raízes ou bulbos. Para o cálculo da incidência da podridão branca, calculou-se a porcentagem do número de plantas doentes pelo estande inicial. A quantidade máxima de doença durante o ciclo da doença (Y_{max}) foi registrada. Finalmente, estimou-se também a área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) (SHANER & FINNEY, 1977).

Colheita

Na colheita, os bulbilhos foram submetidos a cura por aproximadamente 45 dias. Após a cura procedeu-se a classificação de cada tratamento, com auxílio de peneiras classificadoras e depois pesados os bulbos sadios e doentes, separadamente. Neste trabalho considerou-se apenas os bulbos sadios.

Análise dos dados

A análise de correlação entre o inóculo inicial e final do fungo (microescleródios) com incidência da doença foi realizada. Também foram correlacionados a AACPD e a produção de bulbos colhidos ao final do ciclo. Os dados de AACPD, de incidência ($Y_{máximo}$) e de bulbos colhidos foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$).

Resultados

As temperaturas do ar e do solo aferidas nos anos de 2016 e 2017 estão descritas na Figura 2.1. Em 2016 as temperaturas nos meses de maio, junho, julho e agosto ficaram abaixo de 20°C. E no ano de 2017 as temperaturas médias ficaram abaixo de 20°C por quase todos os meses, exceto o mês de outubro. Em julho observou-se a menor média das temperaturas, com aproximadamente 16 °C.

Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios

O número médio de microescleródios de *S. cepivorum* quantificado no campo experimental em 2016 variou de 9,6 a 35,8 com média de 20,0 microescleródios/100 cm³ de solo, nas coletas feitas antes do plantio. Nas amostragens feitas após a colheita, a quantidade média de microescleródios variou de 15,6 a 48,0 com média de 28,5 por 100 cm³ de solo (Tabela 2.2). A viabilidade média dos microescleródios amostrados antes do plantio foi de 56,6% e após a colheita 90%.

Na quantificação realizada em 2017 o número médio de microescleródios antes do plantio variou de 16,4 a 29,8 com média de 25,4 microescleródios. Após a colheita o número médio variou de 24,4 a 209,2, com média de 96,2 microescleródios/cm³ de solo (Tabela 2.3). Neste ano a viabilidade dos microescleródios testados variou de 88,1% antes do plantio a 86,8 após a colheita.

Nos dois anos testados, as correlações observadas entre o número de microescleródios quantificados antes do plantio ou após a colheita com a AACPD foram extremamente baixas (Fig. 2.2-A e B; 2.3-A e B). Foi observada uma correlação de $r = 0,4032$ entre o número de microescleródios quantificado antes do plantio com o quantificado após a colheita em 2016 (Fig. 2.2-E), mas de apenas $r = 0,1100$ em 2017 (Fig. 2.3-C).

Avaliação de incidência da podridão branca

No experimento implantado em 2016 as avaliações foram iniciadas após o estabelecimento do estande inicial aos 27 dias após o plantio (DAP) até a colheita e totalizaram três avaliações aos 90, 108 e 118 DAP.

Observou-se uma significativa interação entre os genótipos e a área abaixo da curva de progresso da doença demonstrada pelo teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Baseado na AACPD verificou-se a formação de dois grupos em 2016: I- 1.479,14 a 1.051,1 de AACPD (Quitéria, Mexicano, Pinheiral, Chonan, Branco Mineiro, Ugarte, Caçador, Bergamota, Chinês real, Gigante do núcleo e Ito); II- AACPD de 909,2 a 242,0 (BRS Hozan, San Valentim, RAL 159, Amarante, Novo Cruzeiro e Peruano, RAL 127, DDR 6024 e UO 73). Em média a AACPD nesse ano foi de 954,67. O genótipo que

apresentou o mais alto valor para AACPD foi o Quitéria (1.479,14) e o que apresentou o menor valor foi UO 73 (242,03) (Tabela 2.2).

A incidência (Y máx.) separada pelo teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) (Tabela 2.2), observou-se a divisão dos genótipos em três grupos. Os genótipos com maior incidência foram o Bergamota, Quitéria, Chonan e Ito com 56,39, 54,62, 51,25% e 49,1%, respectivamente. E os genótipos que apresentaram os mais baixos valores de AACPD apresentaram também os menores valores de Y max. São os genótipos DDR 6024 e UO 73 com 20,7 e 18,32% de incidência respectivamente. Em média a incidência máxima no ano de 2016 foi de 38,56%.

As curvas de progresso da doença (Fig. 2.4) corroboraram as diferenças demonstradas pelo teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) para AACPD e incidência máxima no ano de 2016. Nas curvas de progresso da podridão branca dos genótipos Quitéria, Mexicano, Pinheiral e Chonan, aos 90 DAP se observa uma alta incidência (16,5; 15,5; 17,9 e 15,6%, respectivamente). Enquanto que nos genótipos RAL 127, DDR 6024 e UO 73 se observa uma baixa porcentagem de plantas com incidência de podridão branca aos 90 DAP (3,7; 3,2 e 1,2%, respectivamente). Nesses últimos se mantém baixos até o final do ciclo.

A relação entre o inóculo inicial e final e a AACPD (Tabela 2.2), observou-se que mesmo com a maior quantidade de microescleródios antes do plantio (35,8/100 cm³ de solo), o genótipo UO 73 apresentou o mais baixo valor de AACPD e Ymax. O número de microescleródios quantificado após a colheita no genótipo UO 73 apresentou uma das maiores concentrações de microescleródios (38,8 microescleródios/100 cm³ de solo), abaixo apenas dos genótipos Gigante do Núcleo, Bergamota e Branco Mineiro com 48, 44,2 e 42,2 microescleródios/100 cm³ de solo, respectivamente.

Observou-se uma correlação significativa da AACPD dos genótipos com suas respectivas produções comerciais (Fig. 2.2 C e D). Os genótipos Ugarte e Quitéria obtiveram as menores produções comerciais com média de 15,80 e 17,20 de bulbos colhidos e peso de 248,8 e 422,8g, respectivamente. Os genótipos RAL 127, DDR 6024, OU 73 e San Valentim tiveram as maiores produções (46,8; 45,2; 38 e 31,8 bulbos colhidos e peso de 921,2; 746,0; 714,8 g e 887,2 respectivamente), Tabela 2.4.

No segundo experimento implantado em 2017, estabeleceu-se o estande inicial aos 27 DAP e as seis avaliações realizadas aos 54, 68, 82, 100, 117 DAP, ocorreram em intervalos de aproximadamente 15 dias entre cada uma, finalizando na colheita.

A significativa interação entre os genótipos testados em 2017 com a AACPD, estão na Tabela 2.3. O teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) separou em três grupos. O primeiro grupo contém os genótipos BRS Hozan, Mexicano e Chinês Real tiveram os maiores valores de AACPD (2.546,2; 2.437,8 e 2.414,7). O segundo grupo traz os genótipos Peruano, Quitéria e San Valentim, Chonan e Ito com valores de AACPD de 1.813,1 a 1.515,0. E terceiro grupo tem os genótipos UO 73, RAL 127, RAL 159 e DDR 6024 com os menores valores de AACPD de 1.386,3 a 1.061,0. O genótipo BRS Hozan apresentou o maior valor de AACPD e o genótipo DDR 6024 o menor valor. A média da AACPD foi 1.742,93. A incidência (Y máx.) nos genótipos testados foi não significativa pelo teste t (variância).

As curvas de progresso da podridão branca (Fig. 2.5) corroboram a correlação significativa entre os genótipos e a AACPD. As curvas de progresso da doença dos genótipos BRS Hozan, Mexicano e Chinês Real apresentam uma baixa incidência medida aos 68 DAP (1,89, 1,22 e 1,87%, respectivamente), aumentando abruptamente na aferição subsequente aos 82 DAP (30,37; 21,20 e 11,05% de incidência respectivamente). As incidências para estes genótipos mantiveram-se altas nas medições seguintes até o final do ciclo. Enquanto que nos genótipos RAL 159, UO 73 e DDR 6024 a incidência aos 68 DAP variou de 0,26 a 1,04% e aos 82 DAP manteve-se abaixo dos 3% de incidência. Só aumentaram nas duas últimas medições, porém chegando a alcançar 65% de incidência na última avaliação.

O genótipo DDR 6024 apresentou a menor AACPD teve a maior média de microescleródios quantificado antes do plantio (Tabela 2.3).

No experimento conduzido em 2017 não foi possível avaliar a produção comercial, devido à alta incidência de doença.

Os genótipos UO 73, DDR 6024 e RAL 127 mantiveram-se nos dois anos estudados como os genótipos que apresentaram os menores valores de AACPD e incidência (Y máx.) em 2016. Em média a incidência e a AACPD foram maiores no segundo ano de estudo com 38,56% de incidência em 2016 e 88,54% em 2017 e média de AACPD de 954,66 em 2016 e 1.742,9 em 2017.

Discussão

As condições climáticas no período dos experimentos apresentaram-se favoráveis ao desenvolvimento da doença. Em 2017 a temperatura média do solo no mês de julho foi próxima a 15°C. Segundo Pinto (1995, *apud* GERBRANDY, 1989; ENTWISTLE, 1990), o desenvolvimento ótimo da doença é aos 15°C. É provável que a temperatura média mais baixa no segundo ano de experimento, aliada a outros fatores, tenha influenciado positivamente para que ocorresse uma maior incidência da doença. A temperatura do solo é um fator crítico para a germinação dos microescleródios e para a infecção radicular (ENTWISTLE & MUNASINGHE, 1977; GERBRANDY, 1989; MAUDE, 1998). Segundo Harper (2001) a temperatura do solo é um fator importante que controla o progresso da doença.

Segundo VanderPlank (1963), o inóculo inicial é muito importante para doenças monocíclicas. Desta forma, outro fator importante que pode ter influenciado o aumento da incidência da doença no segundo ano de experimento foi o aumento do inóculo e da viabilidade dos microescleródios de *S. cepivorum* presentes nas parcelas experimentais. No experimento conduzido em 2016 antes do plantio em média foram encontrados 20,0 microescleródios/100 cm³ de solo e com viabilidade por volta de 56%. Após a colheita a média foi de 28,0 microescleródios capturados com viabilidade média de 90%. Em 2017 antes do plantio a média de microescleródios extraídos foi de 25,4 com viabilidade média de 88%. Após a colheita, a média foi de 96,0 microescleródios extraídos do solo das parcelas e a viabilidade de 86,8%.

Apesar de não ter observado uma correlação entre o inóculo inicial e final com a AACPD no presente estudo. Em muitos estudos, observa-se uma correlação entre o número de escleródios no solo no momento do plantio com a severidade da doença ao final da estação de crescimento e afetou o progresso da doença (HARPER, 2001). No estudo de Crowe *et al.*, (1980) as densidades de 1 a mais de 1000 escleródios por quilo de solo estiveram associados com incidências de <10 a 100% da podridão nas culturas do alho e cebola. Quanto maior a densidade do patógeno no solo mais difícil será o controle (DOMINGOS *et al.*, 2015). Provavelmente o nível de inóculo presente nos campos experimentais, mesmo nas parcelas com menor número de escleródio, estava muito alto,

não permitindo a detecção de possíveis correlações entre a quantidade inicial de inóculo e o progresso da doença.

Em 2016, em geral constatou-se um aumento no número de microescleródios entre a colheita e o plantio para quase todos os genótipos de alho. Excetuando-se, os genótipos Chonan, San Valentim e Amarante, onde observou-se uma redução entre o número de microescleródios quantificados antes do plantio e os quantificados após a colheita (1,4; 3,2 e 0,2 microescleródios, respectivamente). Entre os genótipos com maior aumento estão Bergamota, Gigante do núcleo, Mexicano e Branco Mineiro que aumentaram em média 29,0; 23,6; 23,4 e 23,2 microescleródios entre o plantio e a colheita. No genótipo Gigante do núcleo foi extraído do solo 48 microescleródios, representando a maior média de microescleródios extraído do solo em 2016. Segundo Harper (2001) o nível de inóculo de 0-0,2 escleródios/g de solo (que corresponde a aproximadamente 0 – 200 escleródios/100 cm³ de solo), causaram níveis de incidência de doença de 0 - 74%.

Em 2017, apenas no genótipo San Valentim observou-se redução entre o número de microescleródios extraídos antes do plantio e após a colheita. Variedades resistentes retardam o aumento da população ou reduzem a população que inicia a epidemia. O genótipo San Valentim, também foi o único em que as médias observadas se mantiveram abaixo de 30 microescleródios/100 cm³ de solo. Este genótipo tem sido bastante plantado na região Sul devido as suas características de rusticidade e tolerância (RESENDE *et al.*, 2018). Neste ano observou-se médias de microescleródios muito altas, tais como, 209, 187 e 159,8 (Quitéria, RAL 127 e Chonan, respectivamente) microescleródios extraídos/100 cm³ de solo após a colheita.

É possível que a temperatura tenha influenciado no aumento expressivo do inóculo de um ano para o outro. Juntamente com os exsudatos das plantas de alho que influenciam diretamente na indução da germinação dos microescleródios. Alguns cultivares de aliáceas produzem níveis inferiores de compostos voláteis ou mesmo liberam exsudatos não estimulantes de escleródios, como sulfóxidos metilcisteína. Essas características poderiam ser exploradas no melhoramento. O tamanho das raízes também poderia afetar diretamente a incidência da doença, tanto por aumentar a probabilidade de contato com os escleródios, quanto pela propagação que espécies de *Allium* com raízes menores e que explorem menor volume de solo possam estar sujeitas ao ataque do

patógeno. No entanto, essa característica depende diretamente das condições ambientais, como disponibilidade de água e aeração do solo, e tais plantas não seriam muito produtivas (BRIX & ZINKERNAGEL, 1992).

O genótipo UO 73 em 2016 apresentou o menor grau de suscetibilidade e em 2017 o DDR 6024. Porém, em ambos os anos estudados, UO 73 e DDR 6024 estavam entre os genótipos menos suscetíveis. No genótipo Mexicano verificou-se a maior suscetibilidade entre os genótipos testados, considerando os dois anos de estudos. O Quitéria material que foi mais suscetível em 2016, mas que não foi utilizado em 2017. O genótipo Mexicano manteve-se entre os mais suscetíveis nos dois anos de estudo, o segundo com maior AACPD nos dois anos.

As correlações entre a incidência e a produtividade, foram visualizadas no primeiro ano de experimento. Os genótipos UO 73, DDR 6024 e RAL 127 apresentaram as menores incidências da doença e as maiores produções, com destaque para o genótipo RAL 127 que se destacou com a maior produção. Desta forma, é possível que os genótipos UO 73, DDR 6024 e RAL 127 apresentem quando comparado com os outros genótipos testados um menor grau de suscetibilidade. Essa diferença ficaria possivelmente mais evidenciada em níveis de infestação mais baixos de inóculo. Estudos posteriores, sob uma menor pressão da doença, poderão comprovar esse resultado.

Alguns genótipos devem ser destacados pois apesar da resposta de suscetibilidade a doença, ainda apresentaram uma produção acima da média, quer seja em peso ou quantidade. São eles: genótipo Chonan com 24,2 bulbos colhidos e 715,6g, Ito com bulbos colhidos teve 24, 20 e peso de 708,6g e o San Valentim com 31,8 bulbos colhidos pesando 887,2g. E o genótipo San Valentim ainda se destacou por supostamente apresentar a capacidade de reduzir ou não aumentar a quantidade de inóculo de *S. cepivorum*. É possível que essa característica esteja associada a capacidade desse isolado de produzir menos exsudatos (COLEY-SMITH, 1986), e assim gerar um menor estímulo a germinação dos escleródios. Desta forma pode ser um genótipo interessante sobre o ponto de vista do melhoramento. Segundo McDonald *et al.*, (2004) a escolha do material resistente é a primeira etapa dentro das medidas de manejo integrado a podridão branca. Primeiro seleciona o material com resistência parcial, usa produtos químicos ou biológicos para tratamento das sementes, se possível evitando áreas com a presença do patógeno, mas em caso de utilizar uma área com a presença do patógeno, indica-se que

seja precedido por inundação ou solarização da área de plantio. Desta forma será possível conviver com a doença.

Entretanto, na prática, todos os genótipos testados em 2017 apresentaram sintomas severos e uma alta incidência da doença, provavelmente devido à alta pressão da doença nesse ano. Corroborando o resultado encontrado por Esler & Coley-Smith (1983) que ao testarem várias espécies e cultivares de *Allium* contra *S. cepivorum* e a maioria das espécies testadas foram susceptíveis ao patógeno. Desta forma este estudo demonstra o resultado encontrado em outros trabalhos (ADAMS & PAPAVIDAS, 1971; ESLER & COLEY-SMITH, 1983; BANSAL & BROADHURST, 1992) que dentro do gênero *Allium* há provavelmente baixo nível de resistência a *S. cepivorum*.

Outro fato a se observar são as curvas de progresso da doença que são importantes instrumentos de avaliação de desempenho dos genótipos. Por meio delas é possível avaliar o desenvolvimento e o progresso da doença. Na Figura 2.4, estão apresentadas as curvas de progresso da podridão branca dos genótipos testados em 2016, com base na incidência doença apresentada nos gráficos de incidência *versus* tempo, estes se assemelham aos modelos linear ou monomolecular. Segundo Bergamin Filho (1995) nesses modelos, a velocidade da doença é proporcional ao inóculo inicial. A Figura 2.5 apresenta as curvas de progresso da doença, incidência *versus* tempo, para os genótipos testados em 2017. Estas curvas apresentadas pela maioria dos genótipos, assemelham-se aos modelos exponencial ou logístico. Segundo Bergamin Filho, a velocidade de aumento da doença é proporcional à própria quantidade de doença. Não estão claras as razões responsáveis por essas diferenças encontradas entre o ano de 2016 e 2017, entretanto, em 2017 observou-se que a doença iniciou-se mais cedo e o progresso da doença pode ter sido afetado pela curva de crescimento das raízes a qual obedecem ao modelo logístico. Desta forma o contato entre o inóculo, na forma de microescleródios, e o hospedeiro no solo pode ter sido influenciado pela dinâmica de crescimento das raízes.

Conclusões

Existe variabilidade quanto a resposta a resistência a doença, dentre os 20 genótipos de alho (*A. sativum*) testados em 2016, e os 12 genótipos testados em 2017. Os genótipos UO 73, DDR 6024 e RAL 127 apresentaram menor suscetibilidade e maior produtividade.

Referências Bibliográficas

- ADAMS, P. B.; PAPAVIDAS, G. C. Effect of inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and some soil environmental factors on disease severity. **Phytopathology**, v. 61, p. 1253-1256, 1971.
- ADAMS, P. B. Effects of soil temperature, moisture and depth on survival and activity of *Sclerotium minor*, *Sclerotium cepivorum* and *Sporidesmium sclerotiorum*. **Plant Disease**, v. 71, n. 2, p. 170-174, 1987.
- AVINDIMA, 2018. Avindima- O jornal da Vitivinicultura e da agricultura familiar. <<http://www.avindima.com.br/?p=5680>> Consultado em 13/03/2018.
- BANSAL, R. K.; BROADHURST, P. G. An evaluation of *Allium* germoplasm for resistance to white rot caused by *Sclerotium cepivorum* Berk. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, 20:3, 361- 365.1992.
- COLEY-SMITH, J. R.; CHRISTINE, M. M.; CLAIRE, E. S. Long-term survival of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* and *Stromatinia gladioli*. **Plant Pathology**, v.39, p. 58-69, 1990.
- CROWE, F. J.; HALL, D. H.; GREATHEAD, A. S.; BAGHOTT, K. G. Inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and the incidence of white rot of onion and garlic. **Phytopathology**, v. 70, p. 64-69, 1980.
- DOMINGOS, L. B.; BONTEMPO, A. F.; LOPES, E. Podridão branca do alho e da cebola. in: Avanços Tecnológicos Aplicados à pesquisa na produção vegetal. Universidade Federal de viçosa. ed.1. p. 139-160, 2015.
- ENTWISTLE, A. R.; MUNASINGHE, H. L. Epidemiology and control of white rot disease of onions. In: SCOTT, P. R., BAINBRIDGE, A. (Ed.). **Plant Disease Epidemiology**. Oxford: Blackwell, 1977. p. 187-191.
- ENTWISTLE, A. R. Relationships between soil sclerotial population of *Sclerotium cepivorum* and the incidence of *Allium* white rot. In: Workshop on *Allium* White Rot, 3., 1986, Wellesbourne. **Proceeds**. Wellesbourne, UK.: Entwistle AR, 1986. p. 21-24, 1986.

ENTWISTLE, A. R. Root diseases. In: RABINOWITCH, H. B., BREWESTER, J. L. **Onions and allied crops**. Wellesbourne: C. R. C., 1990. 2 v. p. 106-128.

ESLER, G.; COLEY-SMITH, J. R. Flavour and odour characteristics of species of *Allium* in relation to their capacity to stimulate germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Plant pathology**, v. 32, p 13-22, 1983.

GERBRANDY, SJ-J. The effects of various temperatures during storage in soil on subsequent germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, v. 95, n. 6, p. 319-326, 1989.

HARPER, G. E. **Aspects of the biology of the sclerotia of *Sclerotium cepivorum***. 2001. Tese (Doutorado) - Lincoln University, Canterbury, New Zealand. 2001.

KIMATI, H. Doenças do alho e cebola. In: GALLI, F. (coord.). **Manual de Fitopatologia-doenças de plantas**. São Paulo, Agronômica Ceres, v.2, p. 49-64, 1980.

MAUDE, R. B. Onions diseases. In: Jones, D. G. (ed.). **The Epidemiology of Plant Diseases**. 1ª ed. Dordrecht: Kluwer Publishers, 1998. p. 413.

MCDONALD, M. R., *et al.* **Diseases of onions and garlic**. IN: NAQVI, S. A. M. H. Diseases of fruits and Vegetables. Diagnosis and Management. v. 2. Kluwer Academic Publishers. p. 180-188. 2004.

PAPAVIZAS, G. C. Isolation and enumeration of propagules of *Sclerotium cepivorum* from soil. **Phytopathology**, v.62, p. 545-549, 1972.

PINTO, C. M. F. Controle cultural da podridão branca do alho por meio de épocas de plantio e extratos de plantas. 1995. 114 f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1995.

RESENDE, F. V.; HABER, L. L.; PINHEIRO, J. B. A cultura do alho: Culturas e época de plantio. <<https://www.embrapa.br/hortalicas/alho/cultivares>> Consultado em: 17/03/2018.

SHANER, G.; FINNEY, R.E. The effect of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in Knox wheat. **Phytopathology**, St. Paul, v. 67, n. 8, p. 1051-1056, 1977.

VAN DER PLANK, J. E. **Plant Diseases:** epidemics and control. New York: Academic Press, 1963.

VILLALTA, O.; WITE, D.; STEWART, A.; MCLEAN, K. **Stop the Rot- Managing Onion White Rot in Spring Onions:** Final report Horticulture Australia Limited Project VG01096. Sydney: Horticulture Australia, 2005.

VIMARD, B.; LEGGET, M. E.; RAHE, J. E. Rapid isolation of sclerotia os *Sclerotium cepivorum* from muck soil by sucrose centrifugation. **Phytopathology**, v.76, p. 465-467, 1986.

Tabela 2-1 – Lista de produtos aplicados durante a condução dos experimentos, para o manejo de plantas invasoras, doenças, pragas e adubação.

Nome técnico	Nome comercial do produto	Dose do ingrediente ativo	Data de Aplicação
Ioxynil	Totril	80 ml	
Chlorpyrifos	Sabre	800 ml	22/mai
Captan	Captan SC	2 lt	
Fluazifop-P-butil	Fusilade 250 EW	350 ml	29/mai
Metalaxyl-M	Ridomil gold bravo	2 lt	
	Turbo	70 ml	02/jun
Oxadiazon	Ronstar SC	80 ml	
Metalaxyl-M	Ridomil gold bravo	1,667 lt	05/jun
Thiamethoxam + Lambdacyhalothrin	Engeo pleno	200 ml	
Boscalid	Cantus	100 gr	12/jun
Alpha-cypermethrin	Fastac 100 ce	100ml	
Captan	Captan SC	2 lt	
Thiamethoxam + Lambdacyhalothrin	Engeo pleno	200 ml	16/jun
Metiram	Polyram	1,5 kg	
	Ad. 45-00-00	200 kg	21/jun
Metiram	Polyram	2kg	
	Turbo	100 ml	03/jul
Procymidone	Sumilex	1,0 kg	
Alpha-cypermethrin	Fastac 100 ce	100 ml	07/jul
Famoxadone + Mancozeb	Midas	1,1 kg	01/ago
Chlorfenapyr	Pirate	700 ml	
Teflubenzuron	Nomolt	250 ml	
Chlorfenapyr	Pirate	1 lt	
fertilizante	Liqui plex mn	800 ml	
fertilizante	Liqui plex camg+ b	1 lt	03/ago
fertilizante	Disperse ultra	80 ml	
Metiram	Polyran	2 kg	
	Ad 00-00-60	120 kg	
	Ad 45-00-00	120 kg	03/ago
Difenoconazole	Score	400 ml	
Pyraclostrobin	Comet	1 lt	14/ago
Azoxystrobin	Amistar top	300 ml	
Imidacloprido + Beta- ciflutrina	Connect	700 ml	21/ago
Imidacloprido + Beta- ciflutrina	Connect	700 ml	
Fluazinam	Frowncide	800 ml	25/ago
	Liqui plex mn	800 ml	
	Liqui plex camg+ b	800 ml	
Difenoconazole	Score	200 ml	
	Turbo	100 ml	08/set

Fluazinam	Frowncide	650 ml	
Thiamethoxam + Lambdacyhalothrin	Engeo pleno	200 ml	13/set
Metiram	Polyran	2,5 kg	18/set
	Turbo	100 ml	

Tabela 2-2 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de *S. cepivorum*; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de alho testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).

Genótipo	Inóculo inicial	Inóculo Final	AACPD**	Y max**
Quitéria	17,6	21,8	1.479,1 a	54,6 a
Mexicano	13,4	36,8	1.359,8 a	47,3 a
Pinheiral	20,4	27,6	1.334,2 a	38,4 b
Chonan	21,2	19,8	1.306,9 a	51,2 a
Branco mineiro	19,0	42,2	1.229,0 a	35,3 b
Ugarte	18,4	27,8	1.169,9 a	38,2 b
Caçador	16,0	19,2	1.154,1 a	47,8 a
Bergamota	15,2	44,2	1.146,0 a	56,4 a
Chinês real	21,4	29,6	1.097,9 a	40,6 a
Gigante do núcleo	24,4	48,0	1.075,2 a	36,7 b
Ito	21,6	22,6	1.051,1 a	49,1 a
BRS Hozan	19,8	32,6	909,2 b	34,1 b
San Valentim	18,8	15,6	862,5 b	45,7 a
RAL 159	25,4	32,6	773,7 b	46,7 a
Amarante	29,2	29,0	697,7 b	31,3 b
Novo Cruzeiro	14,6	17,0	686,4 b	20,1 c
Peruano	14,6	16,0	576,5 b	24,6 c
RAL 127	9,6	17,8	551,8 b	33,9 b
DDR 6024	23,6	24,8	390,1 b	20,7 c
UO 73	35,8	38,8	242,0 b	18,3 c
MÉDIAS	20,0	28,19	954,65	38,55

** Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.

Tabela 2-3 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de *S. cepivorum*; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de alho testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).

Genótipo	Inóculo inicial	Inóculo Final	AACPD**	Y max
BRS Hozan	22,0	92	2546,2 a	86,8 ns
Mexicano	29,8	45,6	2437,8 a	91,4
Chinês Real	26,6	37,6	2414,7 a	92,5
Peruano	28,8	55,8	1813,1 b	78,9
Quitéria	27,0	209,2	1796,7 b	92,7
San Valentim	27,6	24,4	1789,8 b	89,7
Chonan	19,8	159,8	1568,9 b	85,3
Ito	28,6	40,2	1515,0 b	86,9
UO 73	27,6	126	1386,3 c	88,6
RAL 127	16,4	187,2	1306,9 c	96,3
RAL 159	21,0	95	1278,8 c	92,2
DDR 6024	29,8	81,4	1061,0 c	81,2
MÉDIAS	25,41	96,18	1742,93	88,54

** Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

ns- não significativo ($p \geq 0,05$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.

Tabela 2-4 – Produção comercial em peso de bulbos (g) e quantidade (número de bulbos sadios colhidos) dos genótipos de alho testados em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).

Genótipo	Produção	
	Peso**	nº de bulbos**
Quitéria	422,8 b	17,2 d
Mexicano	578,0 a	26,0 c
Pinheiral	278,8 b	20,0 d
Chonan	715,6 a	24,2 c
Branco mineiro	316,8 b	19,4 d
Ugarte	248,8 b	15,8 d
Caçador	638,4 a	20,6 d
Bergamota	620,4 a	26,4 c
Chinês real	596,8 a	25,8 c
Gigante do núcleo	250,0 b	17,6 d
Ito	708,6 a	24,2 c
BRS Hozan	524,0 a	28,0 c
San Valentim	887,2 a	31,8 b
RAL 159	528,8 a	30,8 b
Amarante	420,0 b	18,8 d
Novo Cruzeiro	212,8 b	29,6 c
Peruano	708,0 a	34,2 b
RAL 127	921,2 a	46,8 a
DDR 6024	746,0 a	45,2 a
UO 73	714,8 a	38,0 b
MÉDIAS	551,89	27,02

** Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.

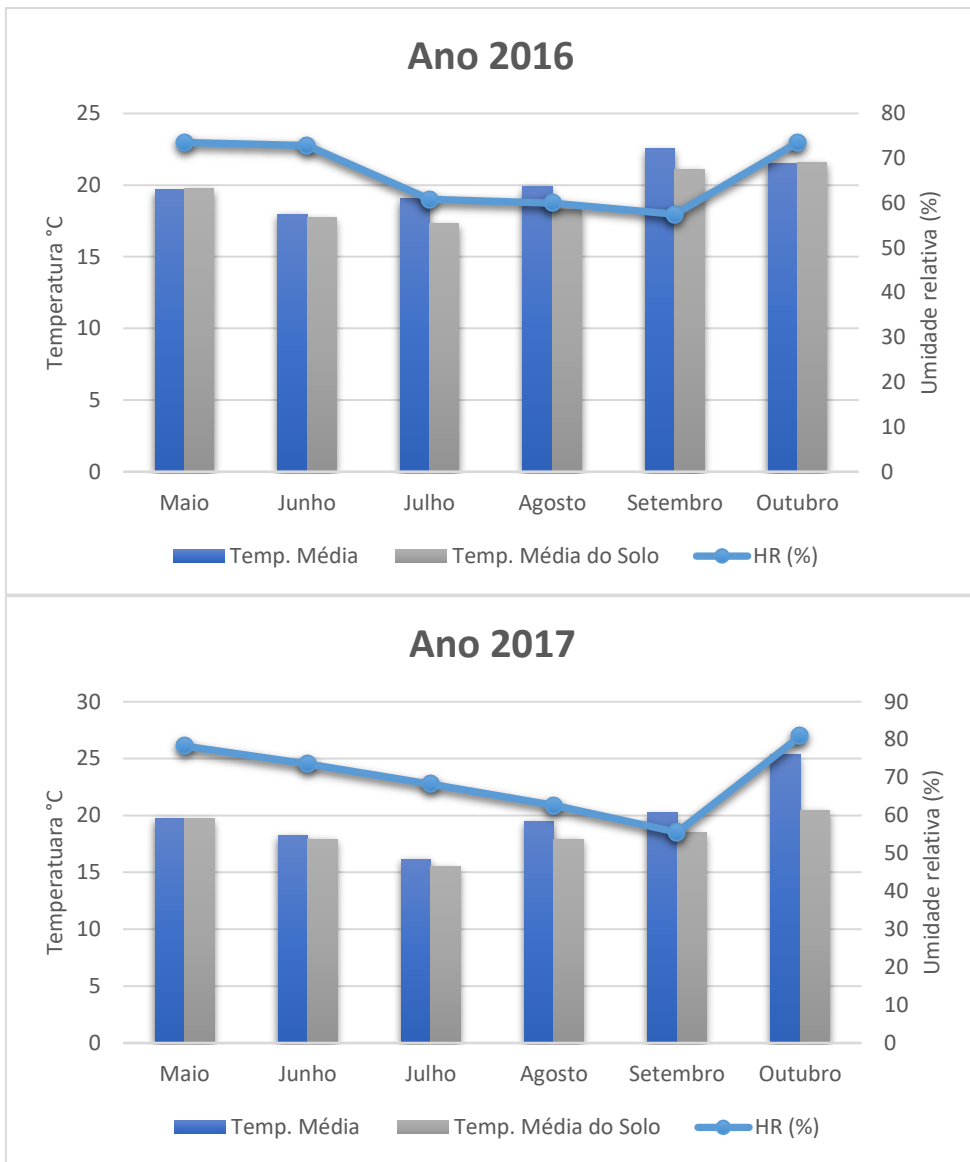


Figura 2-1 -- Umidade relativa média, temperatura média do solo e temperatura média do ar mensal ao longo do ciclo de cultivo do alho e da cebola, nos anos de 2016 e 2017.

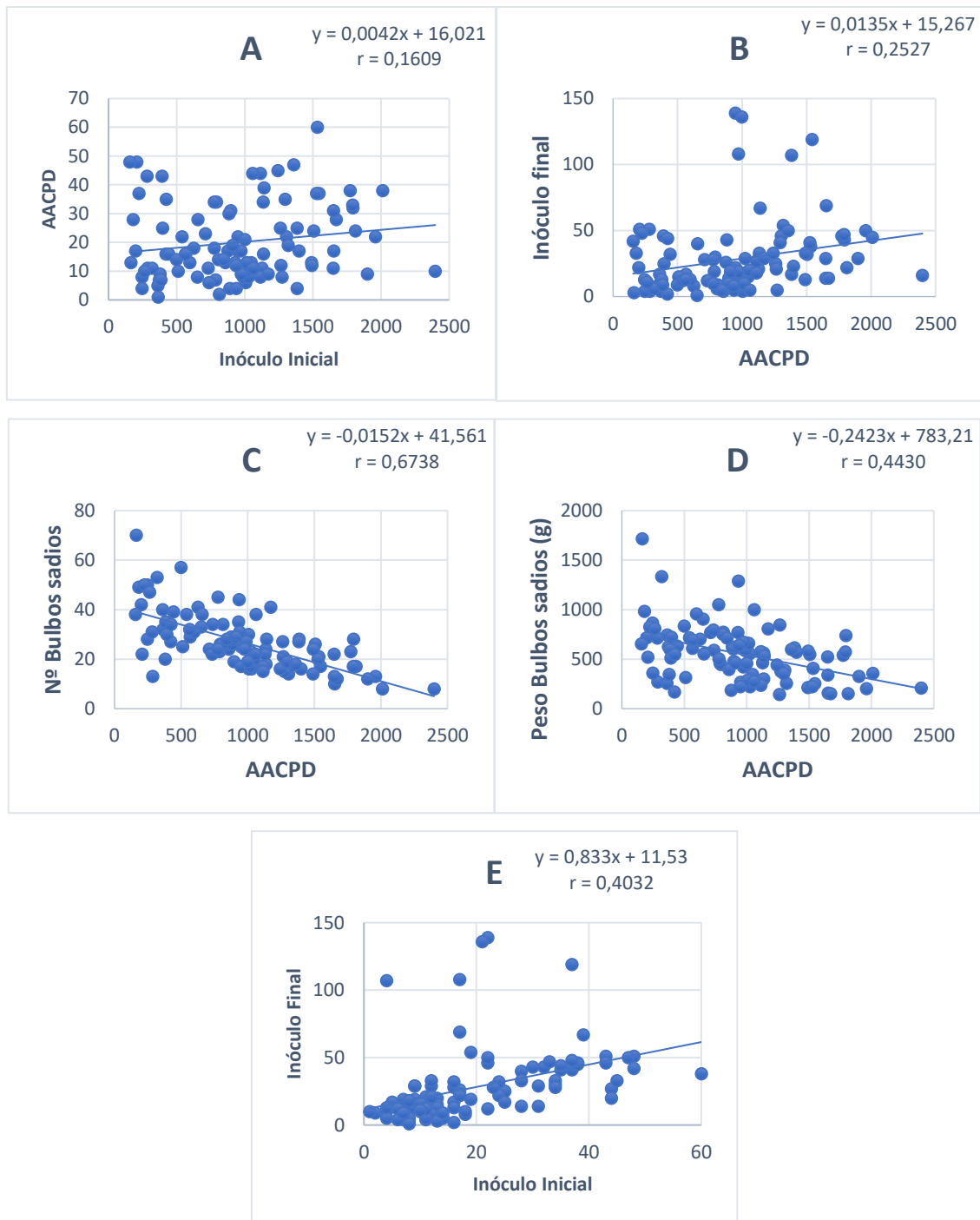


Figura 2-2 -- Análise de correlações entre: (A) inóculo inicial x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) inóculo final x AACPD; (C) número de bulbos colhidos sadios x AACPD; (D) Peso de bulbos sadios (g) x AACPD; (E) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de alho testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2016).

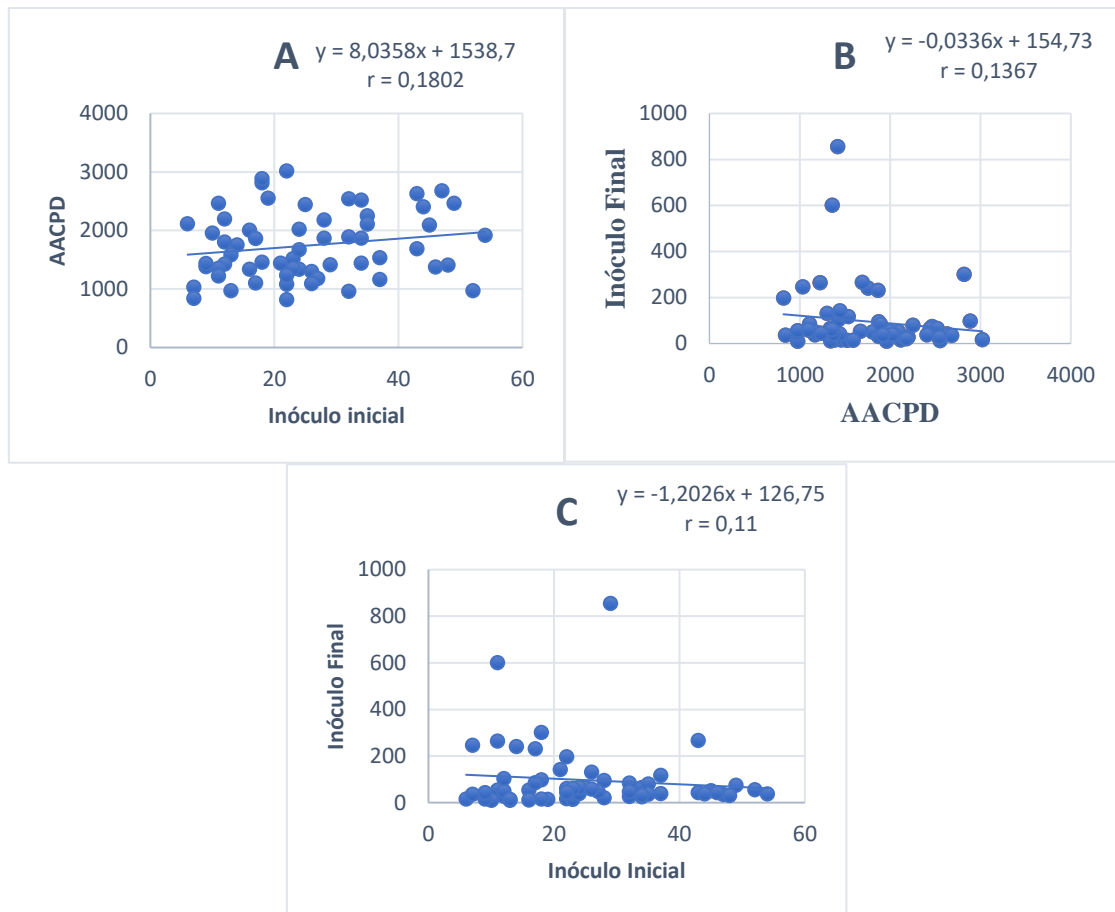
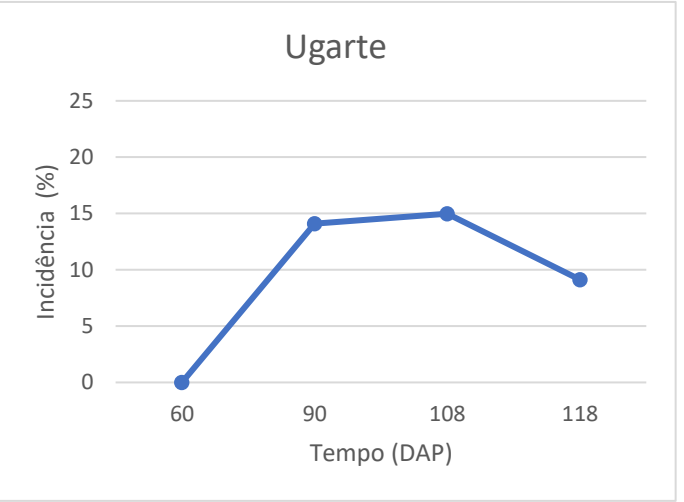
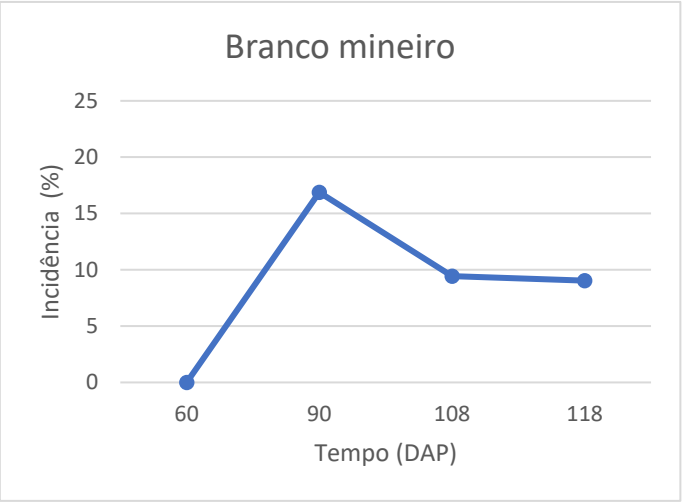
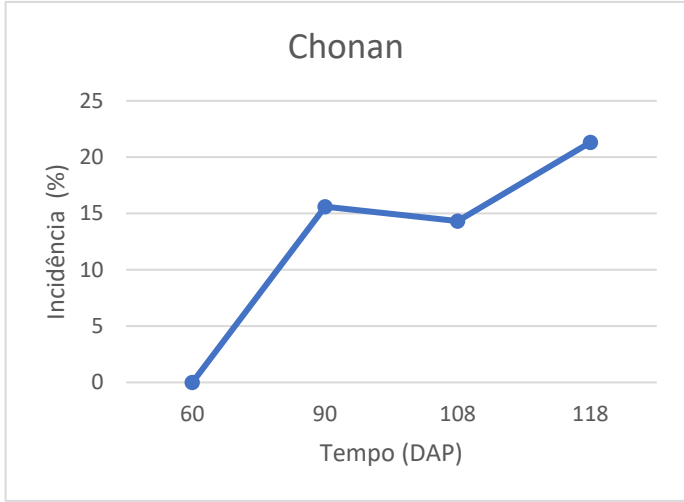
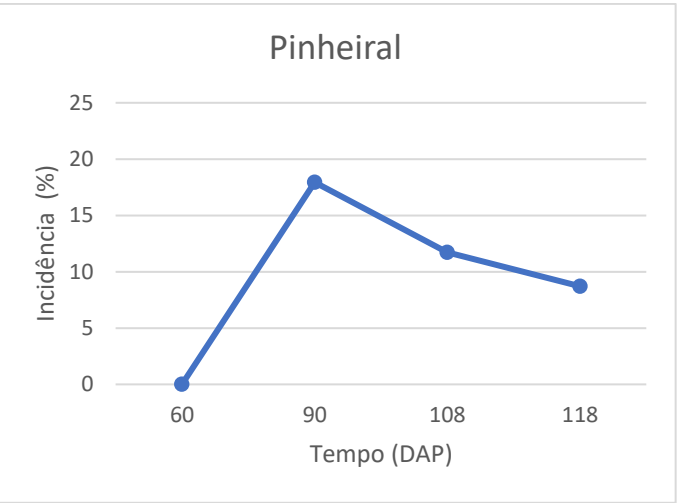
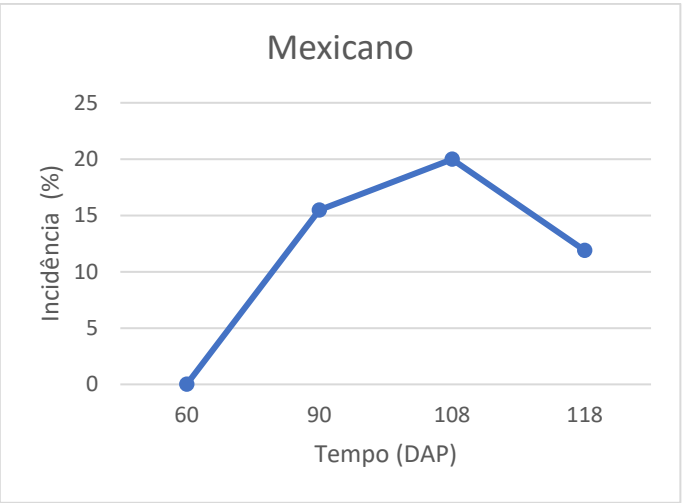
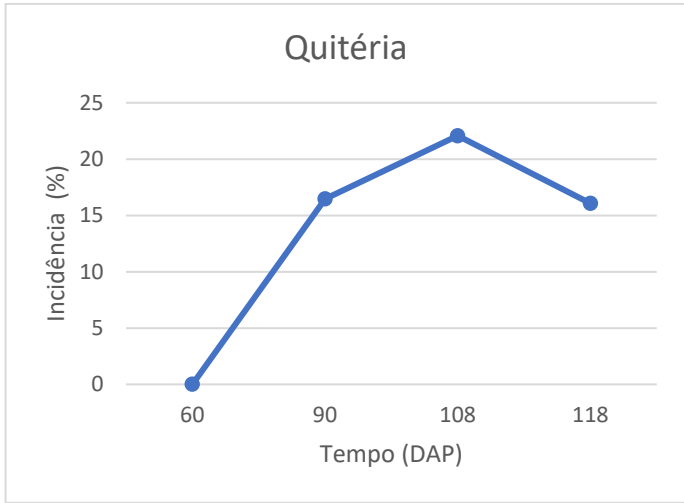
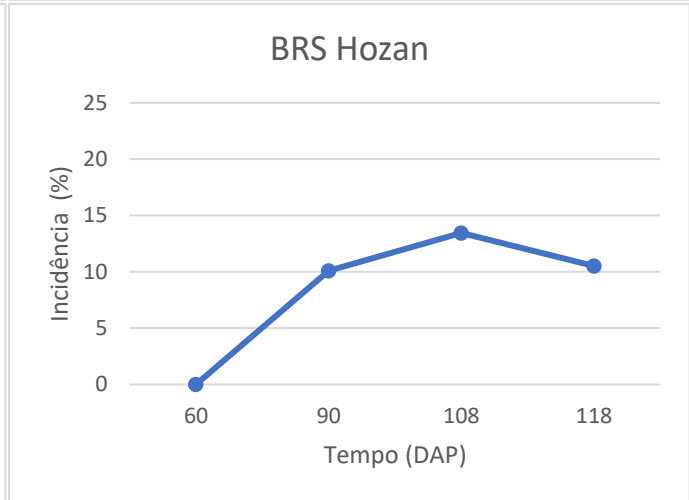
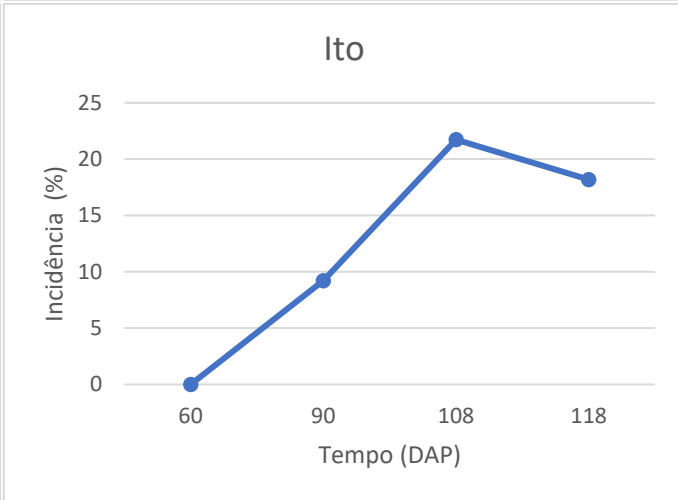
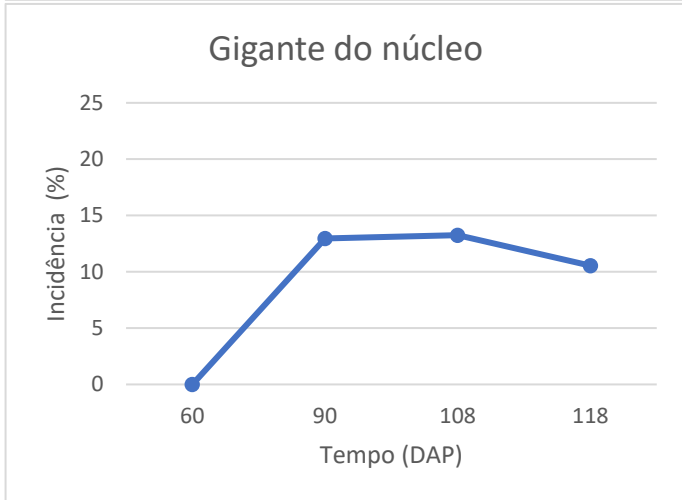
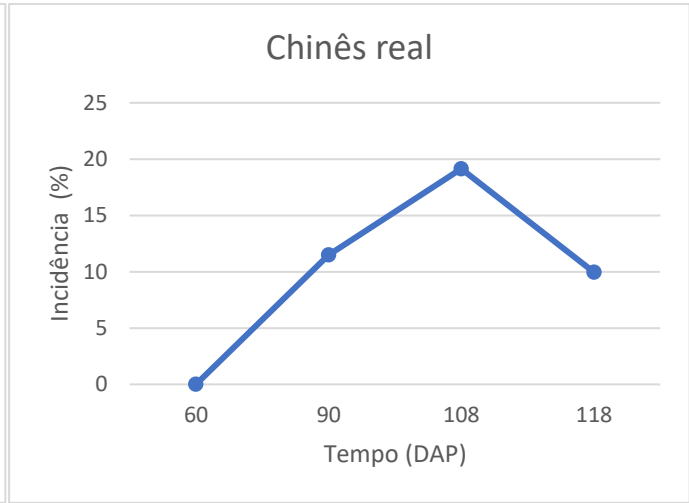
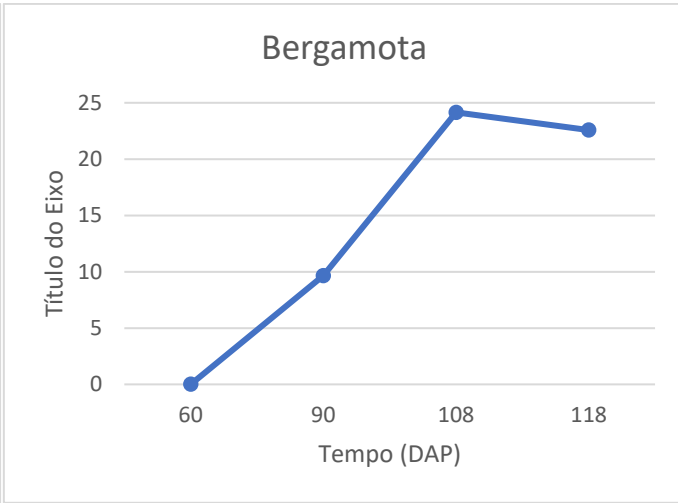
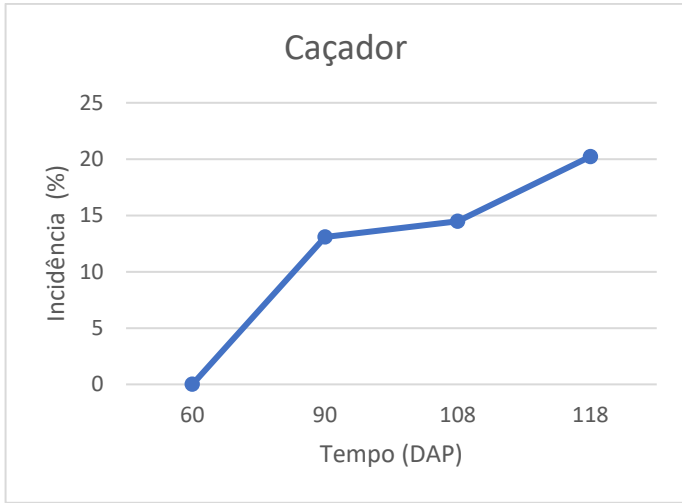
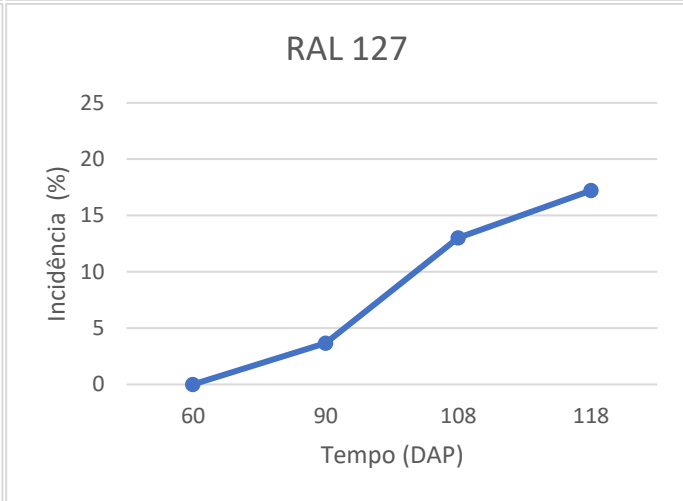
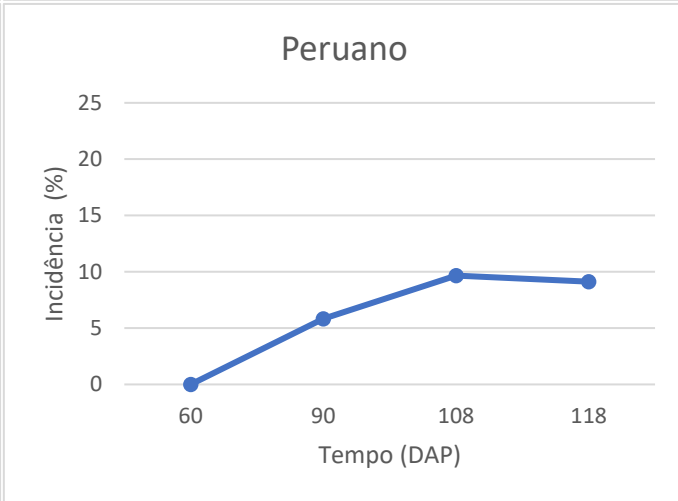
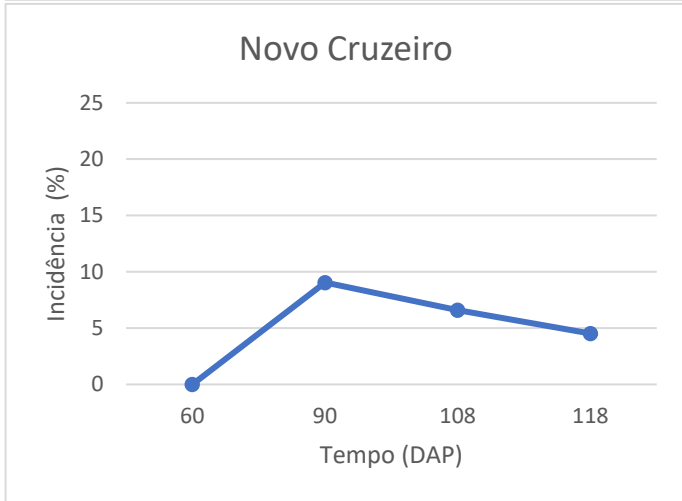
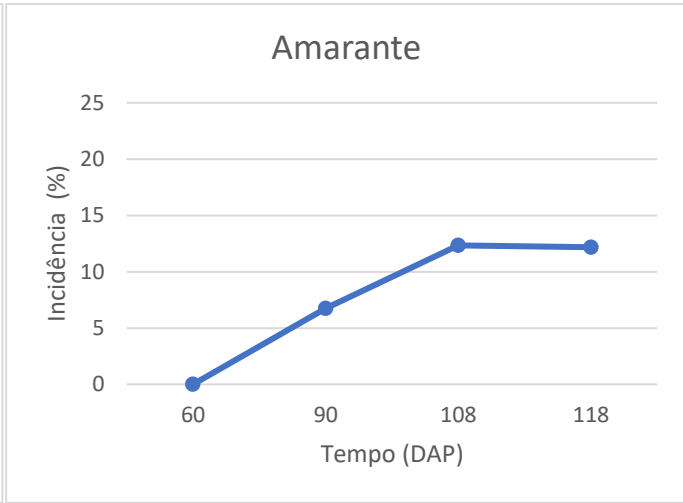
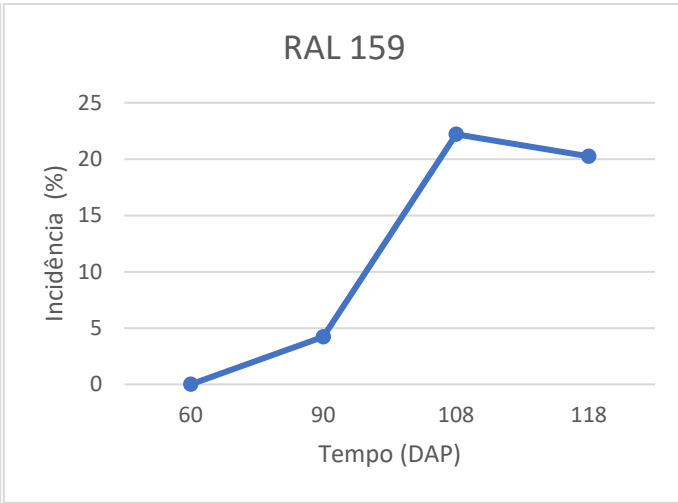
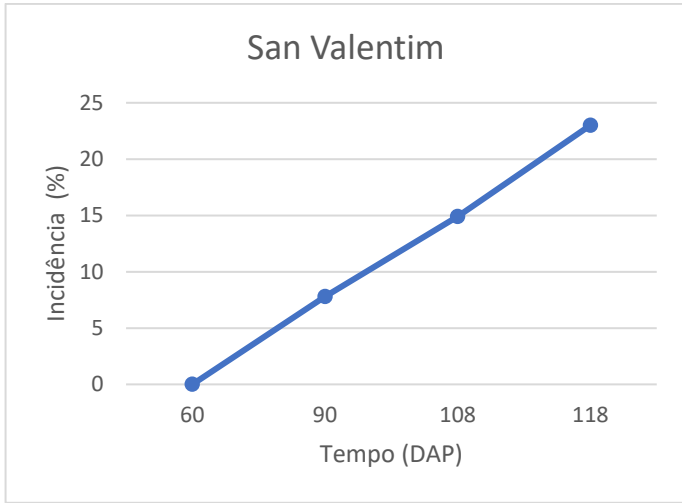


Figura 2-3 -- Análise de correlações entre: (A) inóculo inicial x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) inóculo final x AACPD; (C) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de alho testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2017).







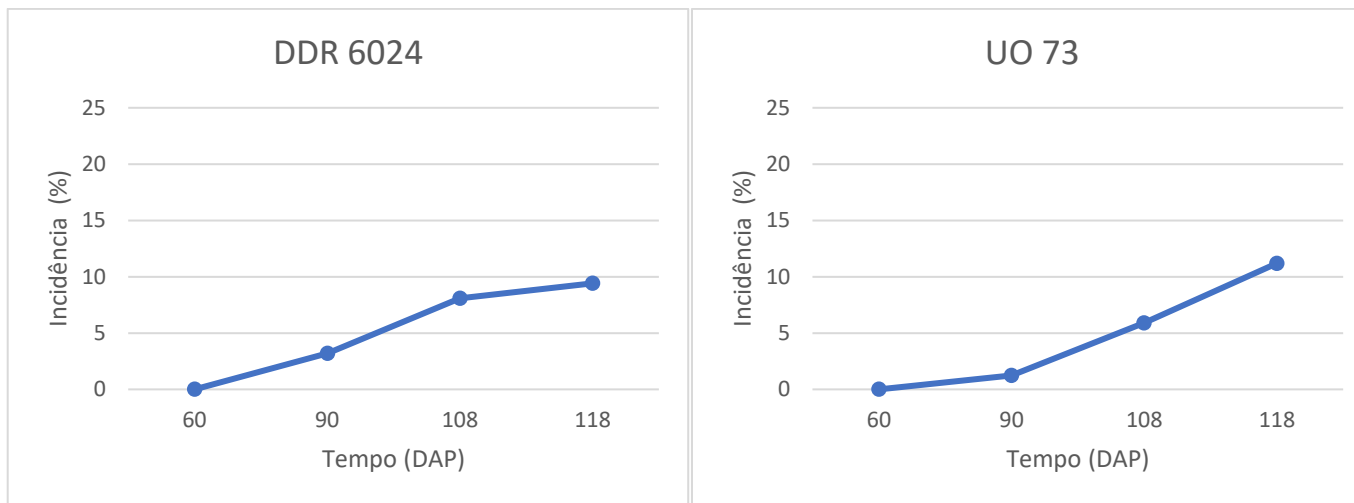
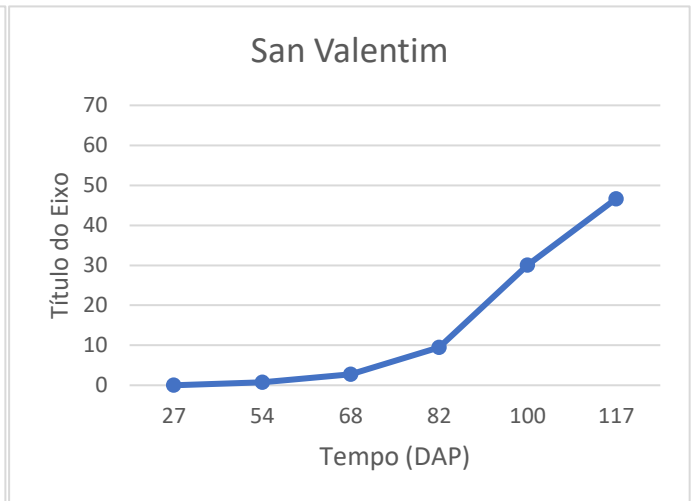
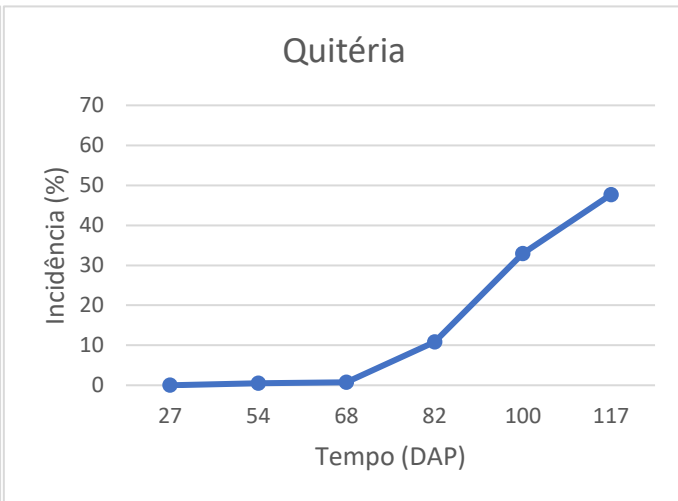
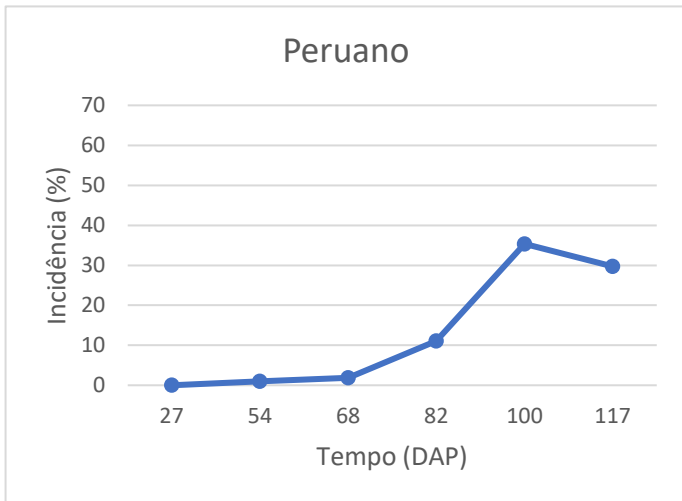
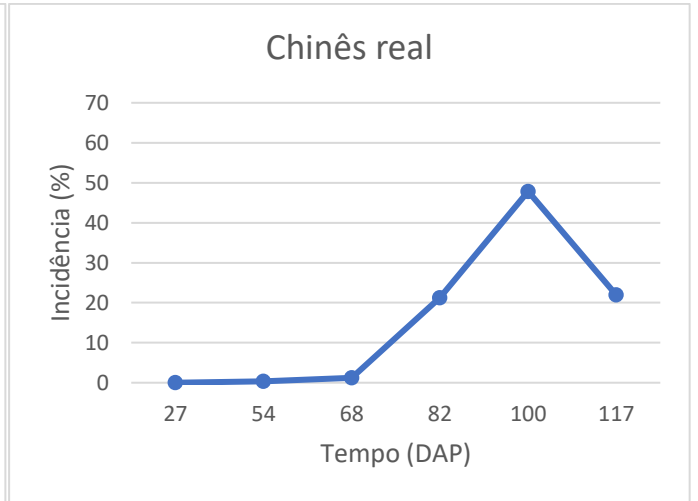
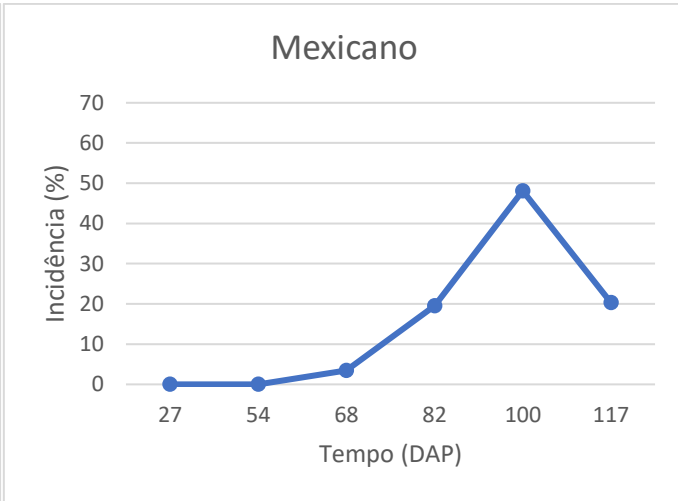
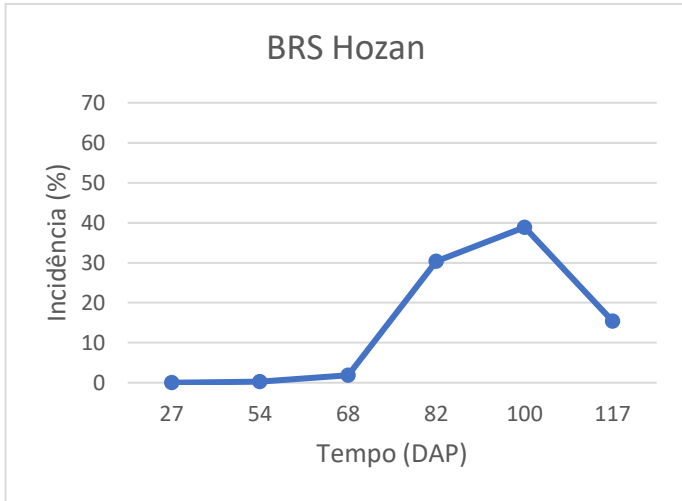


Figura 2-4 -- Progresso da podridão branca, causado por *S. cepivorum*, nos genótipos de alho em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).



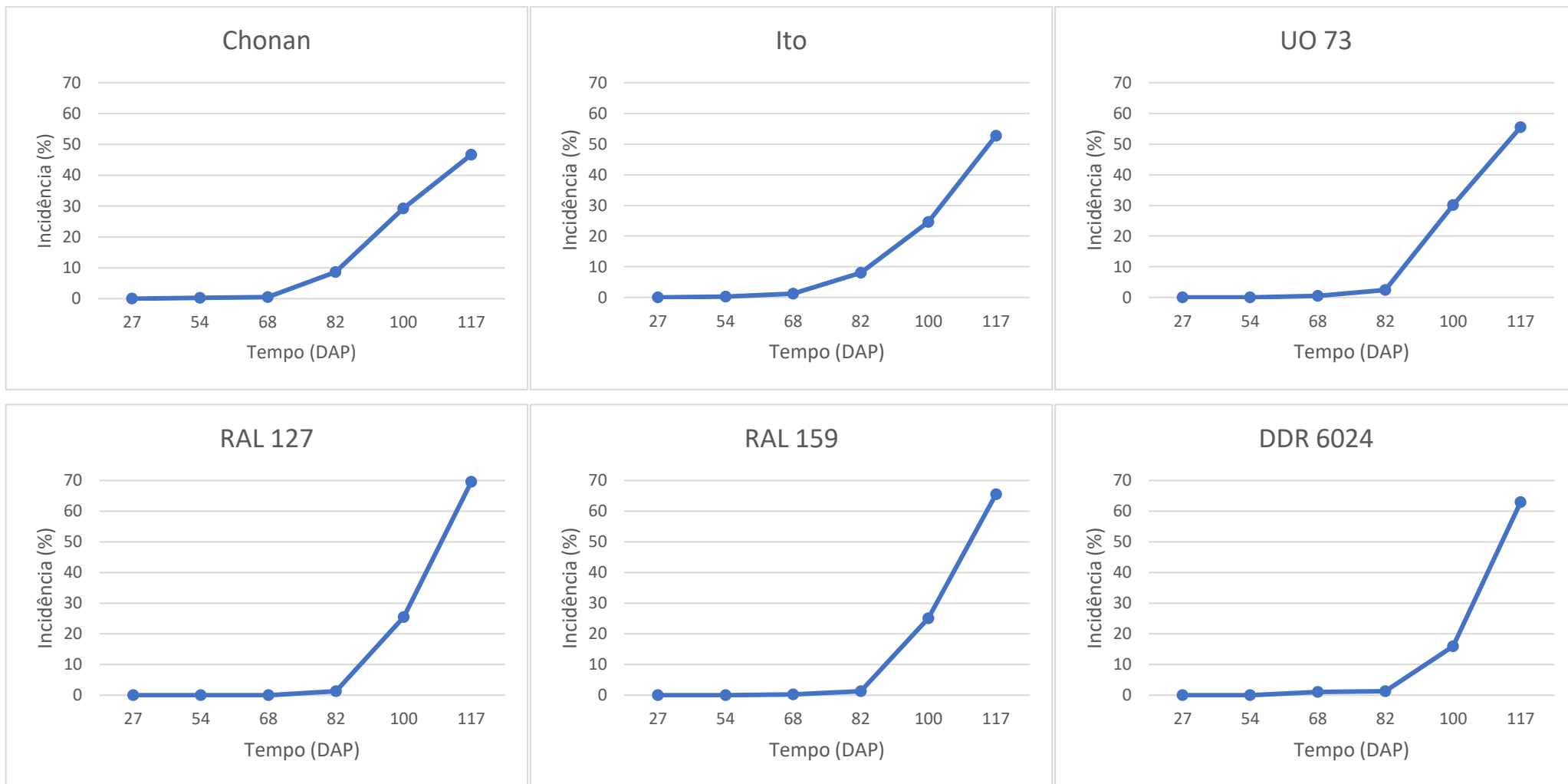


Figura 2-5 — Progresso da podridão branca, causado por *S. cepivorum*, nos genótipos de alho em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).

Anexos

Anexo 2.1 – Genótipos de alho, duração de ciclo e origem utilizados nos experimentos de 2016 e 2017.

NUMERAÇÃO		GENÓTIPOS	CICLO	ORIGEM
2016	2017*			
1	-	Branco Mineiro	Precoce	Colonia Portuguesa
2	-	Amarante	Intermediário	NA
3	2	BRS Hozan	Intermediário	NA
4	3	Chinês Real	Intermediário	NA
5	4	Peruano	Intermediário	NA
6	5	Mexicano	Intermediário	NA
7	-	Novo Cruzeiro	Precoce	Colonia Portuguesa
8	-	Pinheiral	Precoce	Colonia portuguesa
9	-	Ugarte	Intermediário	Colonia portuguesa
10	-	Gigante do Núcleo	Intermediário	NA
11	-	Caçador	Tardio	Argentina
12	7	Íto	Tardio	Argentina
13	6	Quitéria	Tardio	Argentina
14	8	Chonan	Tardio	Argentina
15	9	San Valentim	Tardio	Argentina
16	10	RAL 127	Tardio	Banco da USDA
17	11	RAL 159	Tardio	Banco da USDA
18	12	UO 73	Tardio	Banco da USDA
19	13	DDR 6024	Tardio	Banco da USDA
20	-	Bergamota	NA	Argentina

*No experimento implementado em 2017, o genótipo 1 não foi testado em campo.

- Não utilizados.

NA- Não disponível.

Anexo 2.2 – Análise de Variância do peso de bulbos sadios colhidos (total) e da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) em genótipos de alho, do número de escleródio final de *S. cepivorum* e da Incidência (Y max) de Podridão Branca (Rio Paranaíba-MG, 2016).

Peso de bulbos sadios colhidos (total)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	24.835.484.000	6.208.871.000	1.6928 ns
Tratamentos	19	433.422.699.000	22.811.721.000	6.2195 **
Resíduo	76	278.751.796.000	3.667.786.789	
TOTAL	99	737.009.979.000		

AACPD				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	148.758.993.175	37.189.748.294	2.3872 ns
Tratamentos	19	1.131.426.893.771	59.548.783.883	3.8224 **
Resíduo	76	1.183.983.838.429	15.578.734.716	
TOTAL	99	2.464.169.725.376		

Número de escleródio final				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	1.882.114.000	470.528.500	8.4043 **
Tratamentos	19	924.419.000	48.653.632	0.8690 ns
Resíduo	76	4.255.006.000	55.986.921	
TOTAL	99	7.061.539.000		

Incidência máxima (Y max)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	98.101.407	24.525.352	2.1341 ns
Tratamentos	19	1.251.221.300	65.853.753	5.7302 **
Resíduo	76	873.420.945	11.492.381	
TOTAL	99	2.222.743.651		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$)

* significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 \leq p < .05$)

ns não significativo ($p \geq .05$)

Anexo 2.3 – Análise de Variância da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) em genótipos de alho, do número de escleródio final de *S. cepivorum* e da Incidência (Y max) da Podridão Branca (Rio Paranaíba-MG, 2017).

AACPD				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	64.494.581.709	16.123.645.427	1.3432 ns
Tratamentos	11	1.334.798.756.112	121.345.341.465	10.1085 **
Resíduo	44	528.187.123.270	12.004.252.802	
TOTAL	59	1.927.480.461.090		
Número de Escleródio final				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	15.298.006.667	3.824.501.667	2.1046 ns
Tratamentos	11	21.069.418.333	1.915.401.667	1.0540 ns
Resíduo	44	79.957.073.333	1.817.206.212	
TOTAL	59	116.324.498.333		
Incidência máxima (Ymax)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	12.662.306	3.165.576	0.5003 ns
Tratamentos	11	139.293.894	12.663.081	2.0012 ns
Resíduo	44	278.422.188	6.327.777	
TOTAL	59	430.378.387		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$)

* significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 \leq p < .05$).

ns não significativo ($p \geq .05$)

**CAPÍTULO 3: Reação de genótipos de cebola (*Allium cepa*) a
*Sclerotium cepivorum***

Resumo

A cebola é a terceira hortaliça economicamente mais importante no Brasil. Dentre as doenças que afetam a cultura, a podridão branca causada por *Sclerotium cepivorum* é a mais séria ameaça para a produção. Desta forma, o uso de genótipos que possuam algum nível de resistência a podridão branca, pode ser uma útil ferramenta no melhor manejo da doença. Conseqüentemente, o objetivo desse trabalho foi avaliar genótipos de cebola (*Allium cepa*) quanto a resistência a podridão branca em condição de campo. Os experimentos foram conduzidos em condição de campo na estação experimental da Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP em Rio Paranaíba/MG no período de maio a outubro de 2016 e 2017, as áreas encontravam-se naturalmente infestadas com microescleródios de *S. cepivorum*. O preparo do solo a adubação e os manejos de pragas e doenças seguiram o recomendado para a cultura da cebola. O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, com cinco repetições. A dimensão de cada parcela foi de 1,3 x 1,95 m com oito linhas. Os genótipos selecionados para serem utilizados nos experimentos eram originados de regiões geográficas e de grupos geneticamente distintos. Foram escolhidos para o primeiro ano de estudo (2016), 30 genótipos e para o segundo ano (2017), 30 genótipos, incluindo alguns genótipos repetidos do ano anterior. A quantificação e a análise de viabilidade dos microescleródios do fungo foram realizadas em cada unidade experimental (parcela). A avaliação da incidência da doença foi realizada nas seis linhas centrais de cada parcela e calculou-se a porcentagem do número de plantas doentes pelo estande inicial. A colheita foi realizada quando aproximadamente 50% das plantas encontravam-se em ponto de colheita (tombadas). Após a colheita, os bulbos sadios e doentes foram limpos, extraíndo a parte aérea e as raízes, e os bulbos classificados pelo diâmetro transversal e pesados. Na análise dos dados foi realizada a análise de correlação entre o inóculo inicial e final do fungo (microescleródios) com incidência da doença. Também foi correlacionada a incidência ao final do ciclo (Y_{max}) com o peso de bulbos sadios. Estimou-se também a aérea abaixo da curva de progresso da doença (AACPD). Os pesos de bulbos comerciais sadios e doentes, a AACPD e a incidência foram submetidos à análise de variância e as médias dos tratamentos comparadas pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Existe variabilidade dentre os genótipos testados, quanto a resposta a resistência a doença. Os genótipos Optima F1, Sirius F1, Franciscana IPA10, Shinju F1 e Perfecta F1 apresentaram algum

nível de resistência ou tolerância á doença. Em 2017 houve maior incidência da doença reduzindo drasticamente as produções, desta forma não apresentando diferença entre os genótipos neste ano.

Palavras-chave: Cebola, *Allium cepa*, Resistência Genética, Podridão branca, *Sclerotium cepivorum*.

Abstract

The onion crop is the third most economically important vegetable crop species in Brazil. Among the onion diseases, the most serious threat to production is white rot, caused by *Sclerotium cepivorum*. Therefore, genotypes that carry resistance to a white rot can be useful to improve disease management. Consequently, the objective of this work was to evaluate onion (*Allium cepa*) genotypes for resistance to white rot in the field conditions. The experiments were carried out in the experimental station of the Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP, in Rio Paranaíba / MG from May to October 2016 and 2017, in fields naturally infested with microsclerotia of *S. cepivorum*. Cultivation followed standard practices, and the experiment was in a randomized complete block design with five replicates with plots of 1.3 x 1.95 m with eight plant lines. The onion genotypes studied belonged to genetically distinct groups. Thirty genotypes were planted in the first year of study (2016) and 30 others for the second year (2017, with some genotypes repeated from 2016). Quantification and viability analysis of fungus microsclerotia were assessed in each experimental unit. Disease incidence was evaluated in the six central lines of each plot and the percentage of the number of plants was calculated over the initial stand. Harvest was performed when approximately 50% of the plants were at harvest point (fallen). Healthy and diseased bulbs were separated, cleaned, and the classified by the transverse diameter and weight. Correlation analysis was carried out between the initial and final inoculum of the fungus (microsclerotia) and the incidence of the disease at harvest. We also correlated the incidence at harvest (maximum Y) with the yield. The Area Under Disease Progress Curve (AUDPC), based on disease incidence was also calculated for all plots. Healthy and diseased bulb yields, AUDPCs, and disease incidence were subjected to the analysis of variance and treatment means compared by the Scott-Knott's test ($P \leq 0.05$). Genotypes varied as to the reaction against white rot. Seemingly, genotypes Optima F1, Sirius F1, Franciscana IPA10, Shinju F1 and Perfecta F1 have to lowest degree of successibility and higher yields. In 2017, disease incidence levels were extremely high, drastically reducing as production, and thus, genotypes did not show differences regarding reaction to white rot.

Keywords: Onion, *Allium cepa*, Genetic Resistance, White rot, *Sclerotium cepivorum*.

Introdução

A cebola (*Allium cepa* L.) é a cultura comercialmente mais importante dentro da família Aliáceas (BREWSTER, 2008). É consumida preferencialmente *in natura* para uso culinário como condimento, temperos ou em saladas (BOEING, 2002). A produção mundial em 2016 foi de 93,1 milhões de toneladas, e a produtividade de 18,80 t/ha (FAO, 2018). No Brasil, é a terceira hortaliça mais importante economicamente ficando atrás apenas da batata e do tomate (BOITEUX & MELO, 2004). A produção nacional em 2016 foi de 1,6 milhão de toneladas e produtividade de 28,8 t/ha (FAO, 2018).

Dentre as doenças que afetam plantas de *Allium*, provavelmente a podridão branca causada por *Sclerotium cepivorum* Berk. é a mais séria ameaça para a produção. E certamente está entre as mais importantes ameaças na maioria das regiões produtoras (PLANTWISE, 2018). No Brasil ocorre nas principais regiões produtoras do sul e sudeste do país, presente nos estados de Minas Gerais e Santa Catarina, principais regiões produtoras do Brasil. A doença é favorecida por na faixa de temperatura de 10 a 20°C e em condições de alta umidade (ADAMS, 1987). E em condições favoráveis ao desenvolvimento da doença pode causar dano de até 100% a produção.

É um patógeno necrotrófico especializado em Aliáceas que não tem fase sexual conhecida. A disseminação ocorre basicamente por meio dos microscleródios, que podem sobreviver no solo, na ausência de hospedeiro, por até 20 anos (ENTWISTLE & GRANGER, 1978 *apud* JONES, 1998; ENTWISTLE, 1990). Atualmente não se apresenta um controle individualmente eficiente para essa doença, indicando-se o uso de um manejo integrado baseado em medidas preventivas (MAUDE, 1998). Quase não são conhecidas variedades que apresentam alguns níveis de resistência à podridão branca, e a avaliação de resistência genética e genótipos de cebola cumprir um papel auxiliar no manejo da doença (BANSAL & BROADHURST, 1992).

Vários estudos já foram feitos com o intuito de buscar encontrar cultivares comerciais, linhagens ou espécies selvagens que mostrassem algum nível de resistência a *S. cepivorum* (ADAMS & PAPAVIDAS, 1971; UTKHEDE & RAHE, 1978; BANSAL & BROADHURST, 1992). Entretanto, ainda há um desentendimento sobre se realmente existem ou não diferenças significativas de resistência em *A. cepa* (BRIX & ZINKERNAGEL, 1992). Embora alguns trabalhos indiquem pouco ou nenhuma

resistência (RONDOMANSKY & DORUCHOWSKI, 1978; SEMB *et al.*, 1978; COLEY-SMITH & ESLER, 1983 *apud* BRIX & ZINKERNAGEL, 1992) outros demonstram diferenças significativas (UTKHEDE & RAHE, 1978; VAN DER MEER *et al.*, 1983). Considerando este fato é preciso conhecer a variabilidade genética dos genótipos adaptados as condições climáticas brasileiras. Desta forma, o uso de genótipos que possuam algum nível de resistência a podridão branca, pode ser uma útil ferramenta no melhor manejo da doença.

Consequentemente, o objetivo desse trabalho foi avaliar genótipos de cebola quanto à resistência a podridão branca em condição de campo.

Material e métodos

Os experimentos foram conduzidos em condição de campo na estação experimental da Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba – COOPADAP em Rio Paranaíba/MG no período de maio a outubro de 2016 e 2017 (19° 15' 39,54" S, 46° 15' 1,02" W e altitude 1.138 m). As áreas utilizadas para estes experimentos encontravam-se naturalmente infestadas com microescleródios de *S. cepivorum*, devido a cultivos de sucessivos de alho e cebola.

O preparo do solo (encanteiramento) a adubação e os manejos de pragas e doenças seguiram o recomendado para a cultura da cebola, Tabela 2.1. E a irrigação por aspersão foi realizada por meio do pivô central, aplicado uma lâmina média de 2 mm a cada 2 dias. Entretanto, a frequência e a intensidade da lâmina de água seguiram o recomendado para a cultura, mas de forma a manter a umidade no solo o suficiente para favorecer a ocorrência da doença. Aferiu-se durante os experimentos a temperatura de ar e do solo (°C), e a umidade relativa (%) conforme descrito anteriormente no capítulo 2.

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, com cinco repetições. No ano de 2016 a dimensão de cada parcela foi de 1,0 m x 1,95 m = 1,95 m² com seis linhas de plantio e em 2017, a dimensão foi de 1,3m x 1,95m com oito linhas. A área útil da parcela foi constituída por seis linhas centrais. Para evitar interferência entre os tratamentos fez-se uma separação de 25 cm entre cada parcela experimental. A semeadura

foi realizada em espaçamento de 0,17 m entre linhas. A semeadura foi realizada manualmente e o raleio ocorreu após 27 dias.

Genótipos Cebola (*Allium cepa* L.)

Os genótipos selecionados para os experimentos foram selecionados da coleção da Embrapa Hortaliças, incluindo híbridos experimentais da Embrapa e cultivares diversas. Os materiais são originados de regiões geográficas e de grupos distintos. Foram escolhidos para o primeiro ano de estudo (2016), 30 genótipos e para o segundo ano (2017), 30 genótipos (Anexo 3.1).

Os genótipos selecionados foram testados previamente quanto à germinação e posteriormente considerando o percentual de germinação de cada material as sementes foram pesadas em balança de precisão a quantidade de sementes que eram necessárias para que houvesse uma população de 600 mil plantas por hectare em cada tratamento.

Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios

A quantificação e a análise de viabilidade dos microescleródios do fungo foram realizadas conforme a metodologia descrita no capítulo 2.

Avaliação da incidência da podridão branca

A avaliação da incidência da doença foi realizada nas seis linhas centrais de cada parcela conforme à metodologia descrita no capítulo 2.

Colheita

A colheita foi realizada quando aproximadamente 50% das plantas encontravam-se em ponto de colheita (tombadas). Após a colheita os bulbos saudáveis e doentes foram limpos, extraindo a parte aérea e as raízes, e os bulbos classificados pelo diâmetro transversal e pesados. A classificação foi feita separando em dois diâmetros: 35mm a 50 mm e superior a 50 mm (bulbo comercial), e pesados separadamente os bulbos saudáveis e os doentes de cada parcela. Os bulbos inferiores a 35mm não foram quantificados nesse estudo. Os dados obtidos foram submetidos a análise estatística.

Análise de dados

A análise de correlação entre o inóculo inicial e final do fungo (microescleródios) com incidência da doença foi realizada. Também foram correlacionados a AACPD com os bulbos colhidos ao final do ciclo. Estimou-se também a aérea abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) (SHANER & FINNEY, 1977). Os dados de AACPD, de incidência (Y max) e de bulbos colhidos foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$).

Resultados

Os dados de temperatura média do ar, do solo e umidade relativa aferidas nos anos de 2016 e 2017 estão contidos na Figura 2.2. As temperaturas nos meses de maio, junho e julho ficaram abaixo de 20°C, em 2016. Em 2017, as médias das temperaturas de julho chegaram a aproximadamente 16°C.

Quantificação e análise da viabilidade dos microescleródios

O número médio de microescleródios de *S. cepivorum* quantificado no ano de 2016 nas coletas feitas antes do plantio variou de 3,2 a 10,0 com média de 6,0 microescleródios/100 cm³ de solo. Nas coletas feitas após a colheita, a quantidade média de microescleródios variou de 3,4 a 14,8 com média de 9,5 microescleródios por 100 cm³

de solo (Tabela 3.1). A viabilidade média dos microescleródios amostrados antes do plantio foi de 55,5% e após a colheita 79,5%.

No ano de 2017 a quantificação do número médio de microescleródios antes do plantio variou de 4,2 a 13,8 com média de 9,5 microescleródios. Após a colheita o número médio variou de 6,6 a 15 com média de 10,7 microescleródios/ cm³ de solo (Tabela 3.2). Neste ano a viabilidade média dos microescleródios testados variou de 75,4% antes do plantio a 73,2% após a colheita.

No ano de 2016 não foi observada correlação entre o número de microescleródios quantificados antes do plantio (inóculo inicial) e depois da colheita (inóculo final) com a AACPD ($r = 0,028$, $r = 0,092$, Fig. 3.1 - A e B). E em 2017 foi observada uma baixa correlação ($r = 0,3736$; $r = 0,2860$; Fig. 3.2 - A e B). Encontrou-se também uma baixa correlação entre o inóculo inicial e o final nos dois anos de estudo ($r = 0,2830$; $r = 0,2969$; Fig. 3.1- I e 3.2 - F).

Avaliação da incidência da podridão branca

No experimento instalado em 17 de maio de 2016 as avaliações foram iniciadas após o estabelecimento do estande inicial aos 27 dias após o plantio (DAP) e finalizaram na colheita, foram realizadas ao total cinco avaliações aos 90, 108, 118, 139 e 153 DAP.

As interações entre os genótipos e a área abaixo da curva de progresso da doença obtidas através do teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$), separou em dois grupos os genótipos (Tabela 3.1). O primeiro composto por genótipos com valores de AACPD 2.110,2 e 1.375,6. O segundo grupo composto pelos genótipos com valores de AACPD de 1.243,8 a 676,2. Com destaque para os genótipos BRS Alfa São Francisco com o valor mais alto de AACPD (2.110,2) e Sirius F1 com o menor valor de AACPD (676,2). Em média a AACPD medida em 2016 foi 1.216,9.

A incidência ($Y_{max.}$), separada pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) (Tabela 3.1), separou os genótipos em dois grupos. Houve interação entre a AACPD e a incidência máxima aferida. Os genótipos BRS Alfa São Francisco, EHCEB 04P0032 e Beta Cristal tiveram as maiores incidências máximas medidas (52,4; 48,6 e 44,7%, respectivamente). Os genótipos Perfecta F1, Franciscana IPA10 e Sirius F1 tiveram as menores incidências máximas 22,6; 20,4 e 17,5%. Em média a incidência máxima aferida no ano de 2016 foi 32,7%.

A curva de progresso da podridão branca para os genótipos testados em 2016 (Fig. 3.3) corroboram as diferenças demonstradas pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) para AACPD e incidência máxima no ano de 2016. Nos genótipos Beta Cristal, BRS Alfa São Francisco, e EHCEB 04P0032 a incidência aos 90 DAP foi 6,3; 4,8 e 4,01%. Aos 108 DAP a incidência era 10,57; 12,4 e 14,4% e se manteve em torno de 10% até o final do ciclo. Os genótipos Crioula Mercocul, Franciscana IPA10 e Sirius F1 aos 90 DAP tinha a incidência 2, 1,7 e 1,6% mantiveram-se abaixo dos 10% até o final do ciclo.

Como demonstrado na Figura 3.1 (A e B), não foi observada uma correlação entre o inóculo inicial e final com a AACPD. Corroborado pelos dados expostos na Tabela 3.1. O genótipo BRS Alfa São Francisco que apresentou o valor mais alto de AACPD continha em média 8,2 de inóculo inicial e 14,4 de inóculo final; comparativamente o genótipo Sirius F1 com o menor valor de AACPD tinha em média 7 e 8,6 de inóculo inicial e final, respectivamente.

Foi observada uma correlação significativa entre a produção comercial e a AACPD (Fig. 3.1 - C, D, E, F, G e H). Segundo o teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) para os bulbos colhidos com diâmetro superior a 50mm (Tabela 3.3), o genótipo Sirius F1 apresentou a maior produção comercial com médias de 44,8 bulbos colhidos e peso 7,9g. Os genótipos BRS Alfa São Francisco e Beta Cristal apresentaram uma das menores médias de produção comercial (12,2 e 16,6 números de bulbos colhidos e 1,5 e 1,8g de peso). O genótipo Crioula Mercocul apesar de ter um dos menores valores de AACPD (824,3), apresentou a menor produção comercial (8,4 bulbos e 1,0g).

Para os bulbos colhidos com diâmetro 35-50mm, os genótipos BRS Alfa São Francisco e Beta Cristal apresentaram uma das menores quantidades de bulbos colhidos com 5,8 bulbos (cada), ficando atrás do genótipo São Paulo que apresentou a menor de quantidade bulbos (4,4) e o menor de peso dos bulbos de diâmetro 35-50mm (0,23g) (Tabela 3.3).

No ano de 2017 o experimento foi implantado no dia 03 de maio e realizou-se um raleio aos 27 DAP. O estande foi estabelecido aos 54 DAP e foram realizadas ao total sete avaliações aos 68, 82, 100, 117, 130, 145 e 167 DAP. As avaliações do segundo ano de experimento (2017) foram realizadas com intervalo de aproximadamente 15 dias entre uma e outra e cessaram na colheita.

A interação entre os genótipos testados em 2017 e a AACPD demonstrada através do teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) (Tabela 3.2). Os genótipos foram separados em dois grupos: I- com valores de AACPD de 5.256,4 a 4.223,9 e II- genótipos AACPD de 4.116,3 a 3.601,5. Em média a AACPD neste ano foi de 4.238,8. O genótipo que apresentou o valor de AACPD mais alto foi EHCEB 06P0103 e o mais baixo foi o genótipo Optima F1.

A incidência ($Y_{max.}$) separada pelo teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) (Tabela 3.2), separou os genótipos em dois grupos. Observou-se uma relação entre a AACPD e a incidência máxima. O genótipo EHCEB 06P0103 apresentou o maior valor de AACPD e de incidência (91,2%). Os genótipos Irati S2, Valeouro IPA11 e Optima F1 apresentaram os mais baixos valores de AACPD e de Y_{max} (71,7; 78 e 77,3%). Em média a incidência máxima foi de 82,9%.

As curvas de progresso da podridão branca (Fig. 3.4) corroboram o resultado do teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) para AACPD e incidência. O genótipo EHCEB 06P0103 aos 82 DAP apresentou uma baixa incidência da podridão branca (1,2%), progrediu aos 100 DAP para 24,4% e aos 117 DAP para 39%. Ao final do ciclo se manteve abaixo dos 10%. Os genótipos Valeouro IPA11 e Optima F1 aos 82 DAP possuíam baixa incidência (0 e 1,3%), aos 100 DAP 11,7 e 10,2% de incidência e aos 117 DAP 23,2 e 24%, respectivamente. Ao final do ciclo as incidências mantiveram-se abaixo dos 7% de incidência.

Não foram observadas diferenças estatísticas quanto ao número de bulbos sadios colhidos (diâmetro maior que 35 mm). Entretanto, o peso dos bulbos (diâmetro maior que 35mm) observou-se uma diferença estatística, houve a formação de dois grupos pelo teste de médias de Scott-Knott ($P \leq 0,05$) (Tabela 3.4). Os genótipos em que se observou a maior produção foi Irati S2 e Sirius f1.

Ao comparar os genótipos testados nos dois anos de estudos, observa-se que o genótipo Sirius F1 em 2016 apresentou o menor valor de AACPD em 2017 não apresentou o mesmo resultado. O genótipo BRS Alfa São Francisco genótipo com maior valor de AACPD no ano de 2016, não foi usado no segundo ano de estudo. O genótipo EHCEB 06P0103 que apresentou o valor mais alto de AACPD no ano de 2017, em 2016 correspondeu ao 6º maior valor e o genótipo Optima F1 com o menor valor de AACPD em 2017, em 2016 não diferiu estatisticamente do grupo II de AACPD.

Discussão

Provavelmente a temperatura do solo foi o fator que mais influenciou o aumento da incidência observado no segundo ano de experimento. Nesse ano as temperaturas médias do solo e do ar foram mais baixas do que aquelas observadas em 2016. No mês de julho, a temperatura ficou próxima aos 15°C e só ultrapassou os 20°C após o mês de setembro. A temperatura do solo é um fator crítico para a ocorrência da doença, podendo favorecer ou inviabilizar epidemias de podridão branca. A umidade relativa também foi maior em 2017. Em maio e junho ficou por volta de 80% e manteve-se acima de 60% até agosto. Em 2016 não houve nenhuma média aferida acima de 80%. Ainda que um aumento da umidade relativa favoreça o aparecimento da doença, essa foi favorável ao desenvolvimento da doença nos dois anos de experimento. As condições ambientais, principalmente a temperatura do solo, podem ser a causa do aumento da doença. Os microescleródios germinam em resposta aos exsudatos das plantas de *Allium*, se a temperatura e a umidade forem favoráveis (COLEY-SMITH, 1960; COLEY-SMITH & HOLT, 1966; GERBRANDY, 1989).

O inóculo inicial é muito importante em doenças monocíclicas, pois este é o responsável pelo aumento gradativo de plantas doentes durante o ciclo de produção (VANDERPLANK, 1963). Nos dois anos de estudo, não foram observadas grandes variações na quantidade de inóculo aferidos antes do plantio e após a colheita. Em 2016, em média a variação foi de 3,5 microescleródios. Em apenas três genótipos houve redução, no Catarina, EHCEB 03P0011 e Brisa IPA12. Os genótipos EHCEB 04P0032 e Valeouro IPA 11 apresentaram as maiores variações positivas. O genótipo Sirius F1, que teve o menor valor AACPD aferido em 2016, também apresentou uma baixa variação entre os microescleródios quantificados antes do plantio e após a colheita. Em 2017, a média aferida foi de 1,2 microescleródios. Em alguns genótipos observou-se redução na variação.

Segundo Harper (2001) embora o nível do inóculo inicial possa indicar o momento do início da doença, pode não se correlacionar com a incidência acumulada da doença. E a progressão posterior da doença pode ser determinada por outros fatores, principalmente os ambientais. A temperatura do solo foi correlacionada com o aumento da incidência da doença (HARPER. 2001 *apud* FULLERTON *et al.*, 1994; STEWART & FULLERTON,

1999). O autor observou em seu estudo, que a temperatura do solo determinou a época de ocorrência da doença. Houve experimentos em que a doença se desenvolveu na época usual de aparecimento para a região, mas tiveram experimentos em que as temperaturas do solo não atingiram o melhor alcance de desenvolvimento da doença e atrasaram em quase um mês o aparecimento da doença. Desta forma a temperatura do solo é um fator importante que controla a progressão da doença. É possível ainda que aliado a temperatura do solo, esse tenha ocorrido durante os estádios de desenvolvimento da cultura em que os níveis de liberação de exsudatos são maiores, na fase de bulbificação (LANCASTER *et al.*, 1984). À medida que as plantas produzem mais exsudatos, os exsudatos se estendem mais longe das raízes e assim mais microescleródios são estimulados a germinar (HARPER, 2001).

Em 2016, o genótipo Sirius F1 apresentou o menor padrão de suscetibilidade e em 2017 foi o genótipo Optima F1. Em 2016 o genótipo Optima F1 apresentou uma maior suscetibilidade a doença, da mesma forma que o Sirius F1 em 2017. Devem ser destacados os genótipos Franciscana IPA10, Shinju F1 e Perfecta F1 que nos dois anos de estudo figuram entre os genótipos com menor suscetibilidade.

Os genótipos Optima F1 e Sirius F1, em 2016, tiveram as maiores quantidades de bulbos comerciais colhidos e o Genótipo Perfecta F1 o maior peso de bulbos comerciais colhidos. Em 2017 houve maior incidência da doença reduzindo drasticamente as produções, ainda assim os genótipos em que se observou a maior produção foi Irati S2, Sirius f1, seguindo dos genótipos Valeouro IPA 11, Shinju f1, Perfecta f1 e Optima f1.

É possível que os genótipos Optima F1, Sirius F1, Irati S2, Franciscana IPA10, Shinju F1 e Perfecta F1 apresentem uma menor suscetibilidade a doença, principalmente em condições em que a concentração do patógeno seja baixa ou média. O genótipo Sirius F1 e a Shinju F1 não possuem origem conhecida. O genótipo Franciscana IPA-10 é originária do Brasil, a Optima F1 tem origem na Austrália e o genótipo Irati S2 é originária da África do Sul. Desta forma, podem ser importantes em programas de melhoramento genético e podem ser usados em um manejo integrado da podridão branca, aliado a outras medidas, viabilizando uma possível convivência com a doença. Resultado semelhante ao encontrado por Van der Meer, *et al.* (1983) que ao estudarem a resistência presente em genótipos de cebola e alho-poró. Observaram diferenças significativas entre os genótipos de alho-poró e cebola. E destacaram a presença de dois genótipos de cebola com resistência a podridão branca e três em alho-poró. Utkhede & Rahe (1984) testaram

cinco lotes de sementes de cebola da progênie da cultivar “Ailsa Craig”, de polinização aberta e de autopolinização. E eles observaram que há diferença na resistência a podridão branca entre os cultivares. Utkhede & Rahe (1978) ao estudarem 64 cultivares norte Americanas e Europeias de cebola comerciais. Não encontraram nenhuma planta imune, porém ao menos três cultivares tiveram a porcentagem de infecção em campo significativamente menor. Ainda segundo os autores é possível que variações de cultivares quanto a susceptibilidade devem ser observados atentamente devido aos efeitos indefinido de diferentes condições ambientais. Porém, mais estudos devem ser realizados para confirmar esse resultado deste trabalho.

Em condições, tais como as predominaram no ano de 2017, em que a incidência máxima em média foi de 82,9%, chegando a 91,2%, na prática todos os genótipos foram altamente susceptíveis e apresentaram sintomas severos da doença. Foi, portanto, inviável observar diferenças significativas de resposta ao patógeno entre os genótipos testados em 2017.

As curvas de progresso obtidas para cada genótipo testado, são importantes instrumentos de avaliação da doença, e por meio deles pode-se observar o comportamento de cada genótipo separadamente, em relação a doença. Os genótipos foram classificados em modelo de curva de progresso diferentes, em cada ano de estudo. Os genótipos testados em 2016, as curvas de progresso da podridão branca (Figura 3.3) geradas com base na incidência doença, apresentada nos gráficos de incidência *versus* tempo, os modelos que mais se assemelham é o modelo monomolecular ou linear. Segundo Bergamin Filho (1995) nesse modelo a velocidade da doença será proporcional ao inóculo inicial. Para os genótipos testados em 2017, as curvas de progresso da doença (Figura 3.4) devido a característica das curvas dos genótipos considerou-se que os modelos que mais se ajustavam eram o logístico ou exponencial. Segundo Bergamin Filho, a velocidade de aumento da doença é proporcional à própria quantidade de doença. Fato esse que corroboram as incidências encontradas em cada ano de experimento. As reais razões pelas quais observou-se essas diferenças em os dois anos de estudo não são claras. Porém, observou-se uma antecipação na incidência da doença em 2017, desta forma, o progresso da doença pode ter sido influenciado pela curva de crescimento das raízes que segue ao modelo logístico.

Conclusões

Existe variabilidade dentre os genótipos testados, quanto a resposta a suscetibilidade a doença. Os genótipos Optima F1, Sirius F1, Franciscana IPA10, Irati S2, Shinju F1 e Perfecta F1 destacaram-se com os genótipos com resposta a podridão branca menos suscetibilidade e com e maiores produtividades. E devem ser considerados em programas de melhoramento e no manejo da doença.

Referências Bibliográficas

- ADAMS, P. B.; PAPAVIDAS, G. C. Effect of inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and some soil environmental factors on disease severity. **Phytopathology**, v. 61, p. 1253-1256, 1971.
- BANSAL, R. K. & BROADHURST, P. G. An evaluation of Allium germoplasm for resistance to white rot caused by *Sclerotium cepivorum* Berk. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, v. 20, n. 3, p. 361- 365,1992.
- BOEING G. **Fatores que afetam a qualidade da cebola na agricultura familiar catarinense**. Florianópolis: Instituto CEPA/SC, 2002.
- BOITEUX, L. S.; FONSECA M. E. N.; SIMON, P. W. Effects of plant tissue and DNA purification method on RAPD-based genetic fingerprinting analysis in carrot (*Daucus carota* L.). **Journal of American Society for Horticultural Science**, v. 124, n.1, p. 32-38, jan. 1999.
- BREWSTER, J. L. **Onions and other vegetable Alliums**. 2. ed. Wallingford: CAB Internacional, 2008.
- BRIX, H. D.; ZINKERNAGEL, V. Effects of cultivation, conditioning and isolate on sclerotium germination in *Sclerotium cepivorum*. **Plant Pathology**, v. 41, n. 1, p. 13-19, fev. 1992.
- COLEY-SMITH, J. R. Studies on the biology of *Sclerotium cepivorum* Berk. IV. Germination of sclerotia. **Annals of Applied Biology**, v. 48, p. 8-18, 1960.

- COLEY-SMITH, J. R. & HOLT, R. W. The effect of species of *Allium* on germination in soil of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* Berk. **Ann. Appl. Biol.**, v. 58, p. 273-278, 1966.
- ENTWISTLE, A. R. Root diseases. In: RABINOWITCH, H. B., BREWESTER, J. L. **Onions and allied crops**. Wellesbourne: C. R. C., 1990. 2 v. p. 106-128.
- ESLER, G.; COLEY-SMITH, J. R. Flavour and odour characteristics of species of *Allium* in relation to their capacity to stimulate germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Plant pathology**, v. 32, p. 13-22, 1983.
- GERBRANDY, S-J. J. The effects of various temperatures during storage in soil on subsequent germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. **Neth. J. Pl. Pathol.**, v. 95, p. 319-326, 1989.
- HARPER, G. E. **Aspects of the biology of the sclerotia of *Sclerotium cepivorum***. 2001. Tese (Doutorado) - Lincoln University, Canterbury, New Zealand. 2001.
- JONES, D. G. (ed.). **The epidemiology of plant diseases**. Springer-science+business media, B.V. 1^a ed. 1998. p. 415.
- LANCASTER, J. E., MCCALLION B. J. & SHAW M. L. The levels of S-alk(en)yl-cysteine sulphoxides during the growth of the onion (*Allium cepa* L.). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 35, p. 415-420, 1984.
- MAUDE, R. B. Onions diseases. In: Jones, D. G. (ed.). **The Epidemiology of Plant Diseases**. 1^a ed. Dordrecht: Kluwer Publishers, 1998. p. 413.
- UTKHEDE, R. S.; RAHE, J. E. Screening world onion germoplasm collection for resistance to white rot. **Canadian journal of plant science**, v. 58, p. 819- 822, 1978.
- UTKHEDE, R. S.; RAHE, J. E. Resistance to white rot infections in bulb onion seed lots. **Scientia Horticulturae**, v. 22, p. 315-320, 1984.
- VAN DER MEER Q.P.; VAN BENNEKOM J. L.; VAN DER GIESSEN, A. C. Screening for resistance to white rot caused by *Sclerotium cepivorum* Berk in onions (*Allium cepa* L.) and leeks (*Allium porrum* L.). **Euphytica**, v.32, p. 697-701, 1983.

Tabela 3-1 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de *S. cepivorum*; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de cebola testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).

Genótipo	Inóculo inicial	Inóculo Final	AACPD**	Y max**
BRS ALFA SÃO FRANCISCO	8,2	14,4	2.110,2 a	52,4 a
BETA CRISTAL	6,0	13,4	1.873,4 a	44,7 a
EHCEB 04P0032	5,0	14	1.831,7 a	48,6 a
CONQUISTA	7,6	10,2	1.690,8 a	42,5 a
EHCEB 13G0004	4,8	8,2	1.530,0 a	39,0 a
EHCEB 06P0103	4,2	4,6	1.512,5 a	39,6 a
SERRANA	6,6	13	1.445,0 a	42,8 a
EHCEB 05P0082	5,0	11,8	1.383,0 a	30,4 b
BOLA PRECOCE	4,6	7,6	1.382,3 a	36,7 a
ALFA TROPICAL	7,6	13	1.380,1 a	41,0 a
BRS Sustentare	6,6	3,4	1.375,6 a	36,2 a
BAIA PERIFORME	8,8	13,8	1.243,8 b	33,2 a
EHCEB 03P0011	7,8	8,8	1.241,8 b	35,6 a
EHCEB 13G0020	5,0	5,8	1.210,4 b	35,0 a
JUPORANGA	5,8	10,8	1.146,3 b	34,0 a
BRS 367	5,4	6	1.118,9 b	33,4 a
OPTIMA F1	6,2	8,6	1.117,8 b	25,0 b
ALVORADA	3,2	7,6	1.099,9 b	31,5 b
SÃO PAULO	3,8	8,4	1.049,0 b	28,4 b
RÉGIA	7,0	11,4	996,3 b	27,6 b
EHCEB 03P0007	6,2	7,6	965,6 b	29,9 b
VALEOURO IPA11	4,6	14,8	962,3 b	26,7 b
ROXA DO BARREIRO	6,4	12,2	958,7 b	25,4 b
CATARINA	8,6	8,2	926,4 b	24,2 b
BRISA IPA12	10,0	7,6	920,3 b	24,8 b
PERFECTA F1	4,4	6,6	880,6 b	22,6 b
SHINJU F1	4,0	7,2	871,1 b	24,2 b
CRIOULA MERCOCUL	6,4	7,2	824,3 b	28,4 b
FRANCISCANA IPA10	5,0	11,4	785,0 b	20,4 b
SIRIUS F1	7,0	8,6	676,2 b	17,5 b
MÉDIAS	6,06	9,54	1216,97	32,72

** Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.

Tabela 3-2 – Quantificação do número de microescleródios antes do plantio (inóculo inicial) e após a colheita (inóculo final) de *S. cepivorum*; área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e incidência máxima (Y max) dos genótipos de cebola testados em condições de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).

Genótipo	Inóculo inicial	Inóculo final	AACPD**	Y max**
EHCEB 06P0103	11,2	11,2	5.256,4 a	91,2 a
EHCEB 13G0004	11	9,6	5.011,1 a	87,8 a
EHCEB 03P0011	9,2	8,2	4.915,2 a	90,5 a
BRS 367	9,4	12,8	4.665,1 a	86,7 a
BRS Sustentare	5,8	9,2	4.650,5 a	89,8 a
EHCEB 09P0144	7,4	12,8	4.606,9 a	87,1 a
Rainha	10,8	11,8	4.592,7 a	88,3 a
São paulo	12	11,4	4.559,5 a	84,4 a
EHCEB 13G0007	8,4	6,6	4.473,2 a	86,8 a
Bola precoce	11,6	10,8	4.437,6 a	83,4 a
EHCEB 10G0098	8,2	11,8	4.325,1 a	81,8 b
EHCEB 04P0032	12,6	7,6	4.319,6 a	83,8 a
Mercedes	9	13	4.309,8 a	85,5 a
EHCEB 10P0155	8,8	7,2	4.298,0 a	82,0 b
Conquista	9,2	8,8	4.283,3 a	82,1 b
Serrana	8,4	6,8	4.266,6 a	84,2 a
EHCEB 03P0007	11,8	11	4.223,9 a	80,9 b
Brisa ipa12	10,2	8,2	4.116,3 b	86,7 a
Roxa do barreiro	8,8	15	4.049,9 b	82,9 b
Sirius f1	13,8	11,2	3.985,0 b	80,4 b
Régia	8,2	10,6	3.950,4 b	78,5 b
Catarina	6,4	10	3.941,8 b	80,8 b
Alvorada	7,2	12,6	3.848,8 b	80,0 b
EHCEB 05P0082	11,2	9,2	3.820,9 b	79,8 b
Franciscana ipa10	11,8	13,8	3.815,5 b	79,0 b
Perfecta f1	4,2	10,8	3.754,6 b	77,6 b
Shinju f1	11,2	14,4	3.742,0 b	77,8 b
Irati s2	7,2	11	3.734,3 b	71,7 b
Valeouro ipa11	11,2	13,4	3.607,5 b	78,0 b
Optima f1	10,6	12	3.601,5 b	77,3 b
MÉDIAS	9,6	10,7	4.238,7	82,9

**Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.

Tabela 3-3 – Produção comercial em peso de bulbos de 35-50mm e maior que 50mm (g) e quantidade de bulbos de 35-50mm e maior que 50mm (bulbos sadios colhidos) dos genótipos de cebola testados em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).

Genótipo	Produção			
	Peso (35-50)**	nº de bulbos (35-50)**	Peso (>50)**	nº de bulbos (>50)**
BRS ALFA SÃO FRANCISCO	0,26 b	5,8 b	1,5 d	12,2 d
BETA CRISTAL	0,26 b	5,8 b	1,8 d	16,6 d
EHCEB 04P0032	0,44 a	8,6 b	2,6 d	19,2 c
CONQUISTA	0,54 a	10,6 a	2,0 d	16,2 d
EHCEB 13G0004	0,48 a	8,6 b	4,8 b	27,8 b
EHCEB 06P0103	0,33 b	7,4 b	4,0 c	25,8 c
SERRANA	0,50 a	10,2 a	3,0 c	21,6 c
EHCEB 05P0082	0,62 a	11,8 a	5,3 b	32,4 b
BOLA PRECOCE	0,55 a	11,4 a	2,8 c	22,6 c
ALFA TROPICAL	0,28 b	5,8 b	2,7 c	16,4 d
BRS Sustentare	0,64 a	13,0 a	3,0 c	21,0 c
BAIA PERIFORME	0,54 a	9,4 b	2,4 d	18,2 c
EHCEB 03P0011	0,53 a	9,4 b	2,9 c	21,4 c
EHCEB 13G0020	0,47 a	11,2 a	2,3 d	18,4 c
JUPORANGA	0,43 a	10,2 a	1,1 d	10,8 d
BRS 367	0,55 a	10,2 a	3,9 c	27,8 b
OPTIMA F1	0,34 b	7,0 b	7,6 a	43,6 a
ALVORADA	0,50 a	10,0 a	2,9 c	23,2 c
SÃO PAULO	0,23 b	4,4 b	6,0 b	31,0 b
RÉGIA	0,44 a	8,2 b	6,8 a	35,0 b
EHCEB 03P0007	0,73 a	14,2 a	4,2 c	29,8 b
VALEOURO IPA11	0,67 a	13,2 a	3,3 c	23,6 c
ROXA DO BARREIRO	0,51 a	9,8 a	4,2 c	30,2 b
CATARINA	0,75 a	16,0 a	3,5 c	29,0 b
BRISA IPA12	0,49 a	9,0 b	3,7 c	24,8 c
PERFECTA F1	0,36 b	6,6 b	8,2 a	39,2 a
SHINJU F1	0,54 a	10,6 a	5,2 b	29,8 b
CRIOULA				
MERCOCUL	0,49 a	8,8 b	1,0 d	8,4 d
FRANCISCANA				
IPA10	0,46 a	8,8 b	3,6 c	24,6 c
SIRIUS F1	0,52 a	10,6 a	7,9 a	44,8 a
MÉDIA	0,48	9,6	3,8	24,8

** Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.

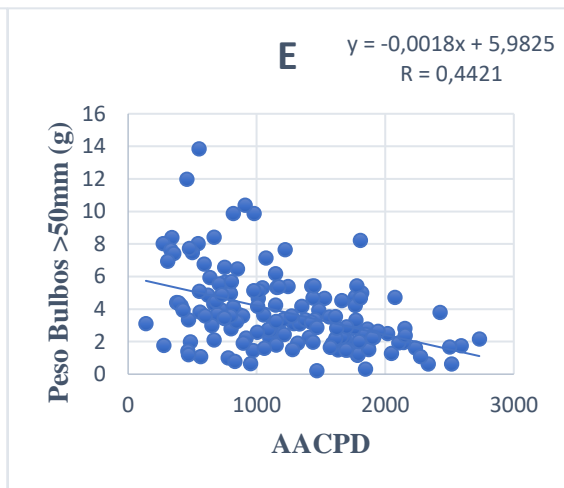
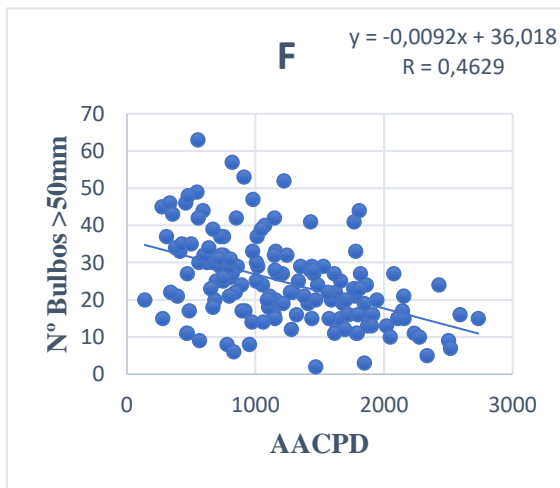
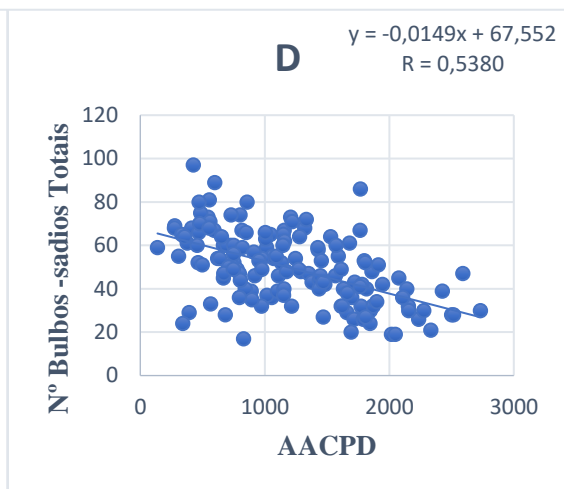
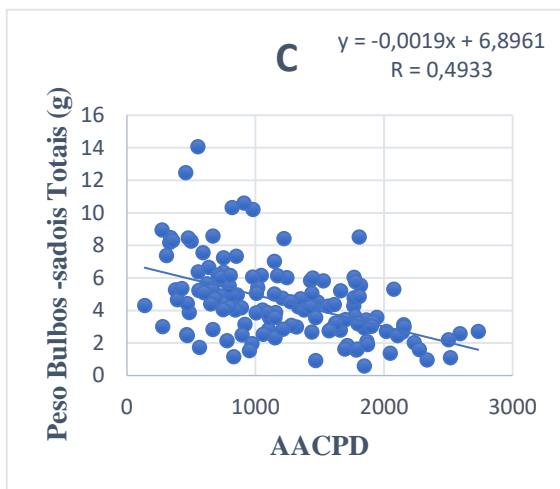
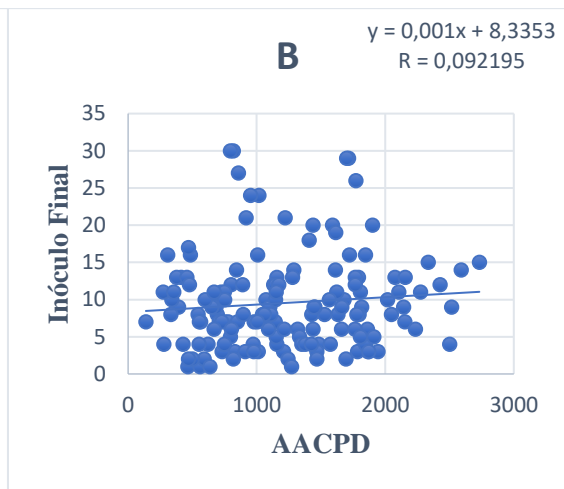
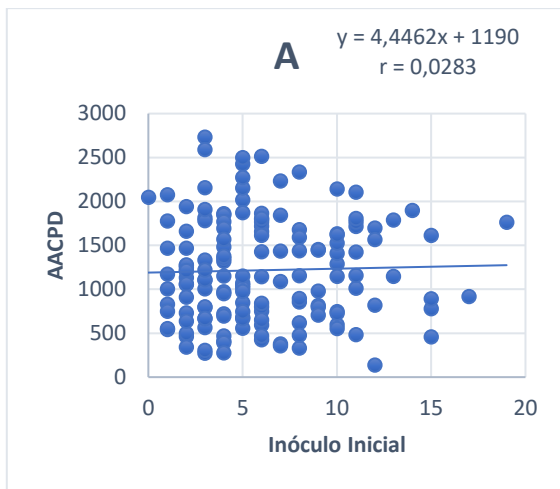
Tabela 3-4 – Produção comercial em peso (g) de bulbos de maior que 35mm e quantidade de bulbos maior que 35mm (bulbos sadios colhidos) dos genótipos de cebola testados em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).

Genótipo	Produção	
	Peso (>35)**	nº de bulbos (>35)
EHCEB 06P0103	0,5 b	4 ns
EHCEB 13G0004	1,0 a	7
EHCEB 03P0011	0,4 b	3
BRS 367	0,7 b	6
BRS Sustentare	0,6 b	4
EHCEB 09P0144	0,6 b	4
Rainha	0,2 b	4
São paulo	0,7 b	8
EHCEB 13G0007	0,7 b	5
Bola precoce	0,8 b	7
EHCEB 10G0098	1,1 a	9
EHCEB 04P0032	0,7 b	8
Mercedes	0,4 b	5
EHCEB 10P0155	0,9 a	9
Conquista	0,7 b	8
Serrana	0,5 b	7
EHCEB 03P0007	1,0 a	10
Brisa ipa12	0,5 b	5
Roxa do barreiro	0,6 b	8
Sirius f1	1,4 a	9
Régia	1,3 a	11
Catarina	1,0 a	11
Alvorada	0,6 b	8
EHCEB 05P0082	1,0 a	9
Franciscana ipa10	0,8 b	9
Perfecta f1	1,2 a	11
Shinju f1	1,2 a	10
Irati s2	1,4 a	12
Valeouro ipa11	1,2 a	10
Optima f1	1,1 a	9
MÉDIAS	0,82	7,66

** Significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

ns- não significativo ($p \geq 0,05$).

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade pelo teste t.



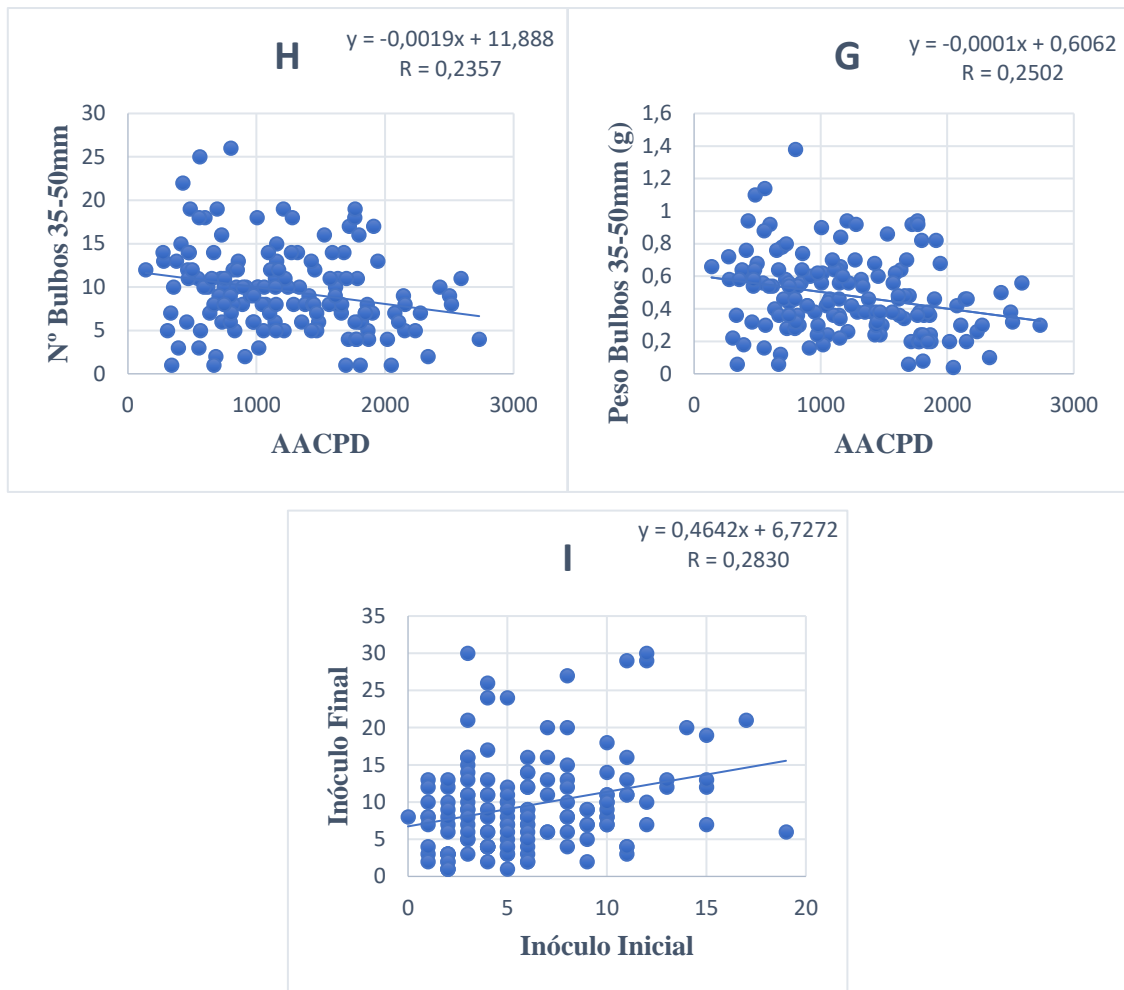


Figura 3-1 -- Análise de correlações entre: (A) número de bulbos com diâmetro 35-50mm x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) peso de bulbos com diâmetro 35-50mm x AACPD; (C) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de cebola testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2016).

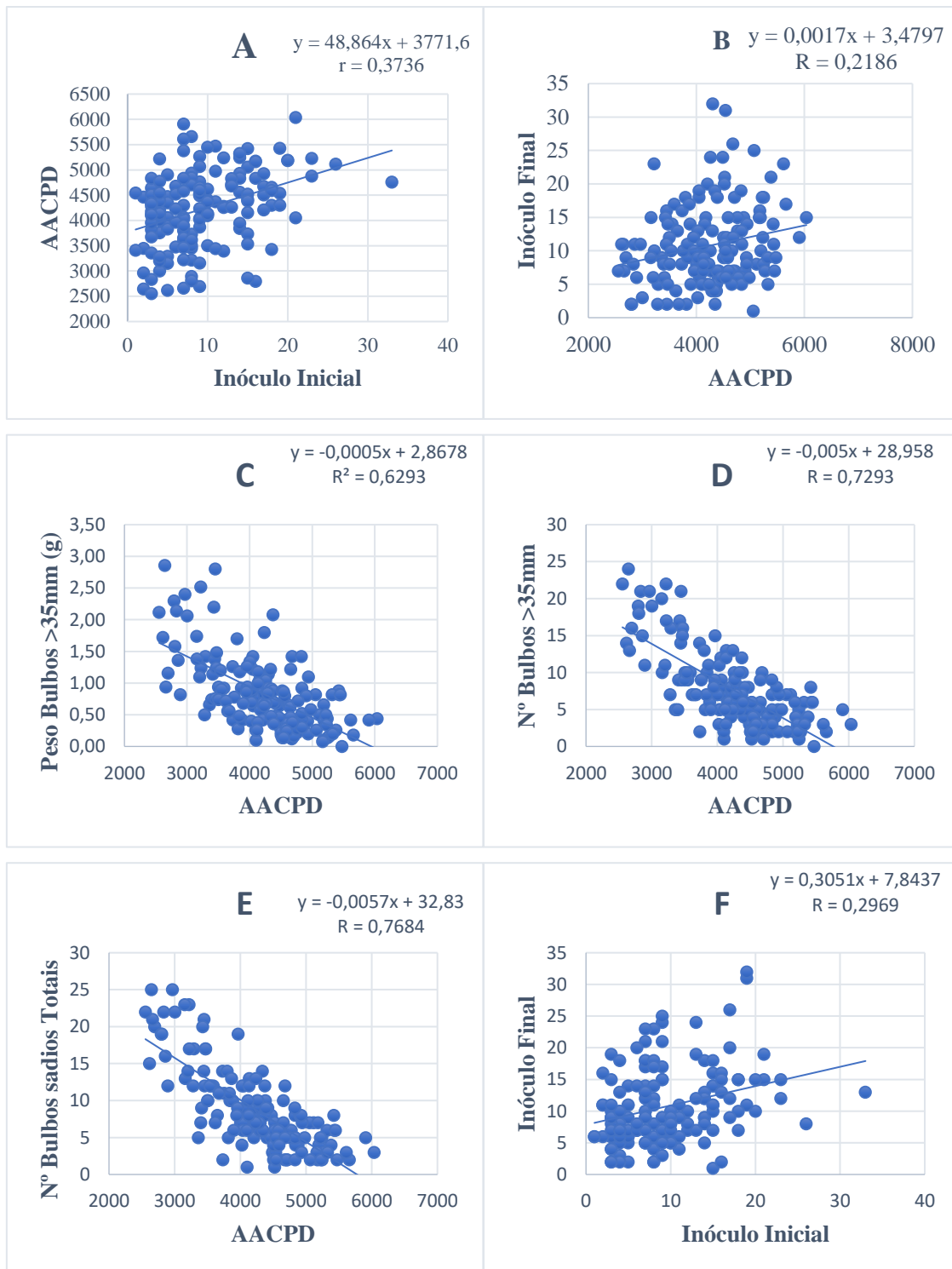
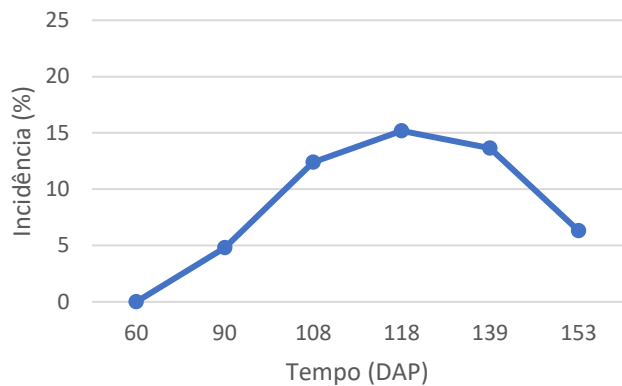
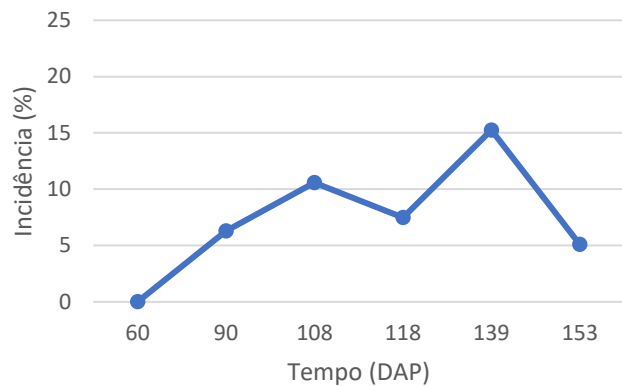


Figura 3-2 — Análise de correlações entre: (A) inóculo inicial x área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD); (B) inóculo final x AACPD; (C) Peso de bulbos sadios com diâmetro maior 35mm (g) x AACPD; (D) número de bulbos colhidos sadios com diâmetro maior 35mm x AACPD; (E) número de bulbos sadios totais x AACPD e (F) inóculo inicial x inóculo final. Nos genótipos de cebola testados em condições de campo. (Rio Paranaíba-MG, 2017).

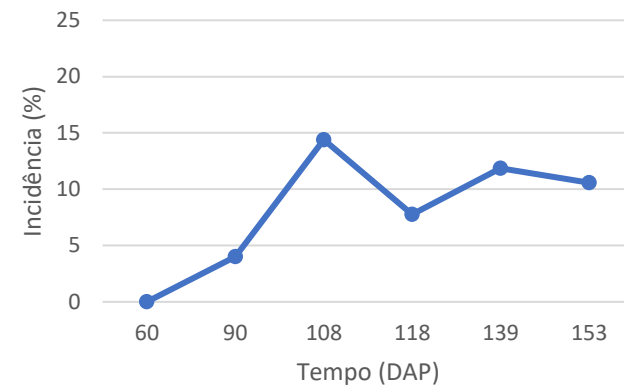
BRS ALFA SÃO FRANCISCO



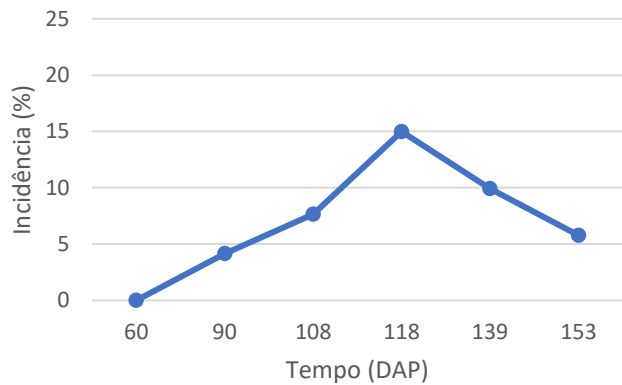
BETA CRISTAL



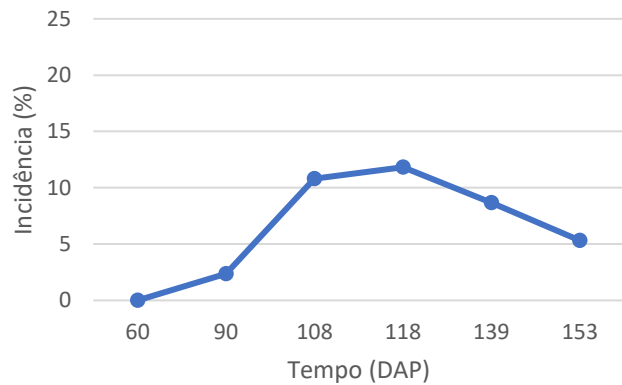
CNPH 6244



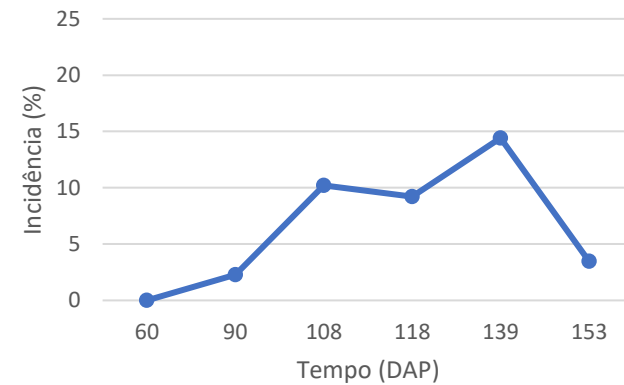
CONQUISTA

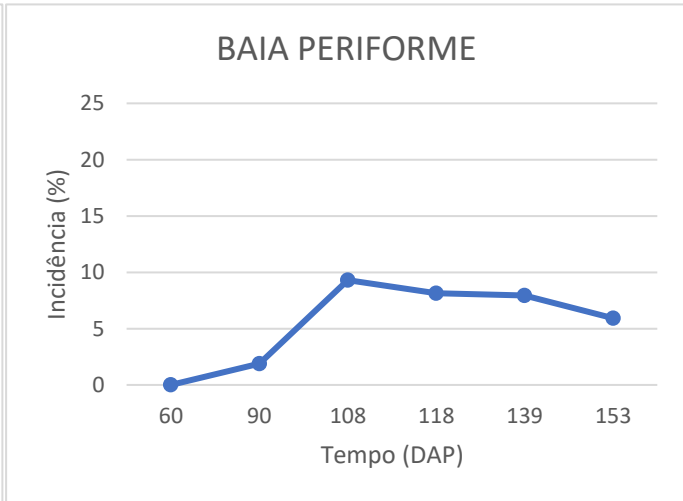
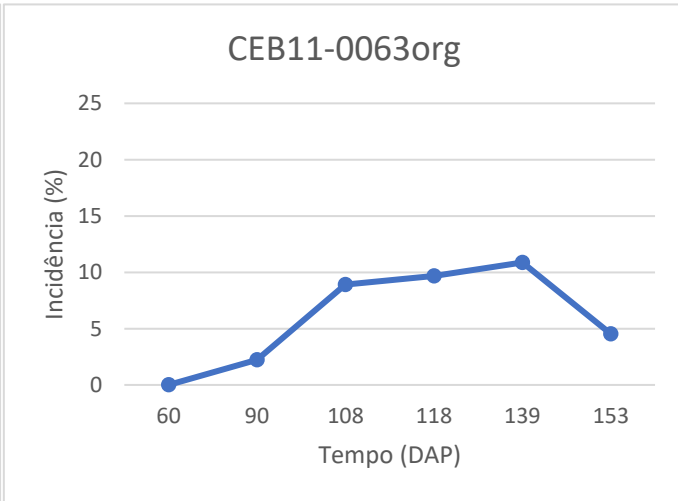
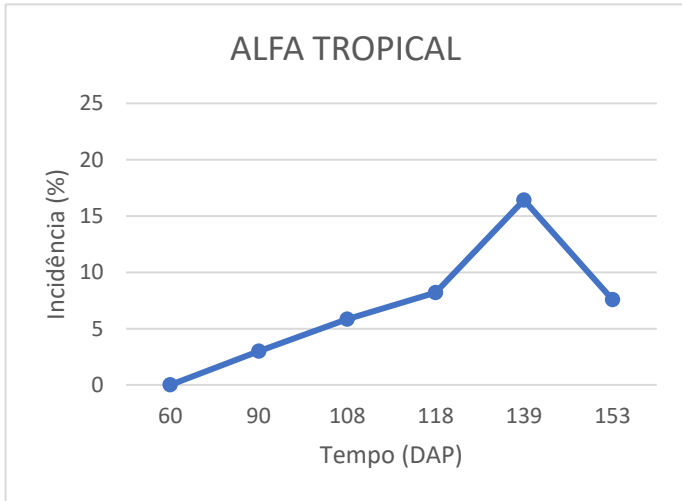
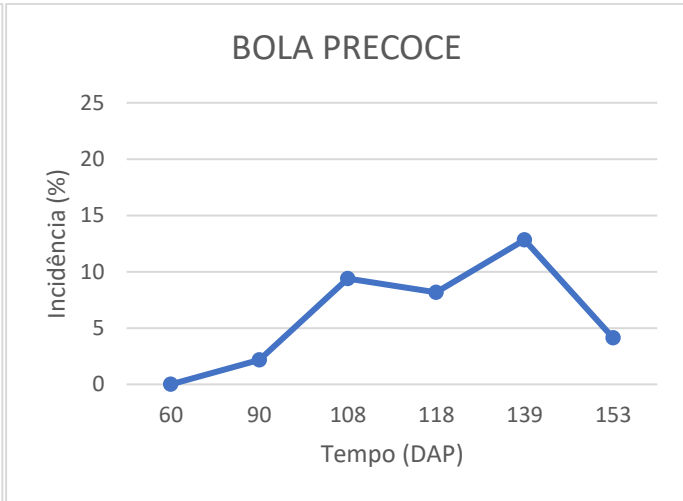
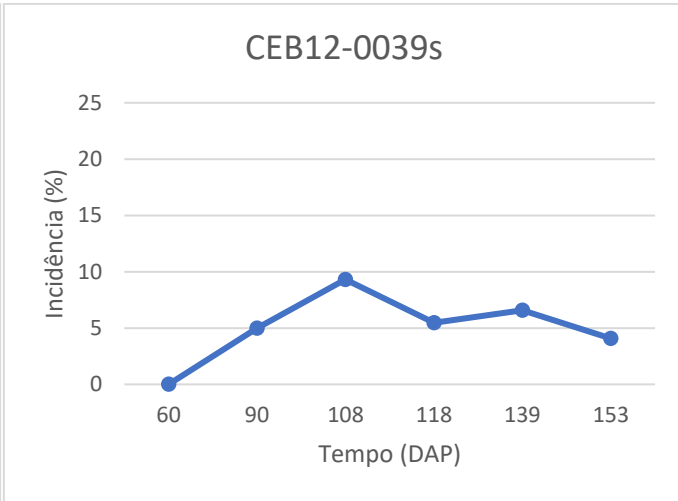
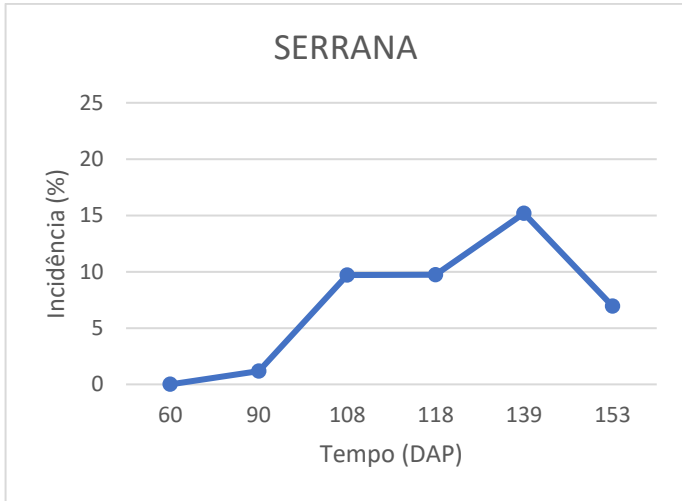


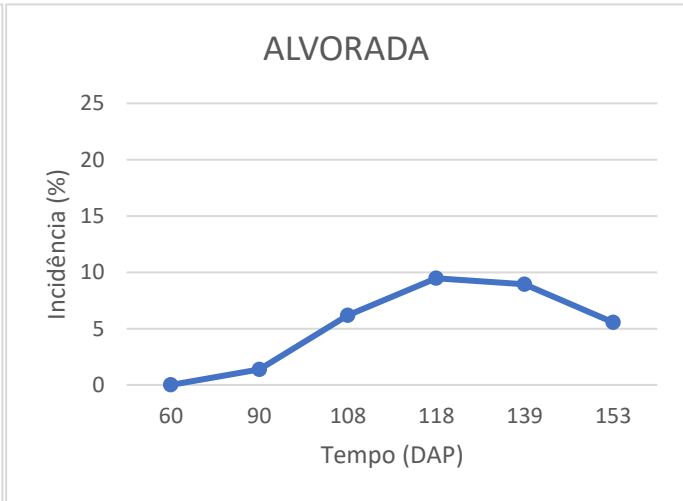
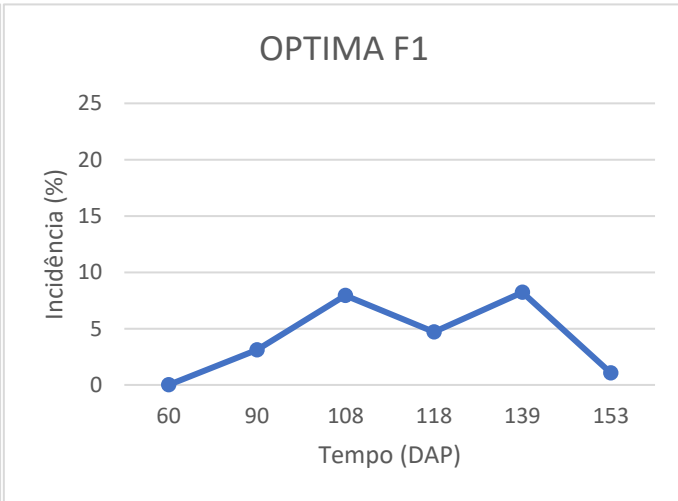
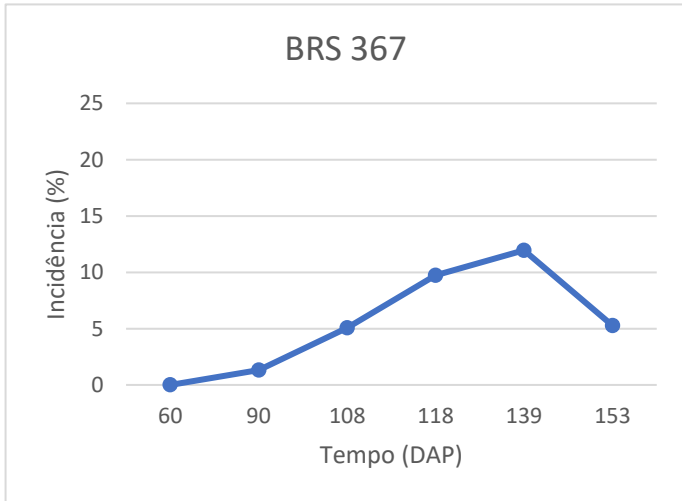
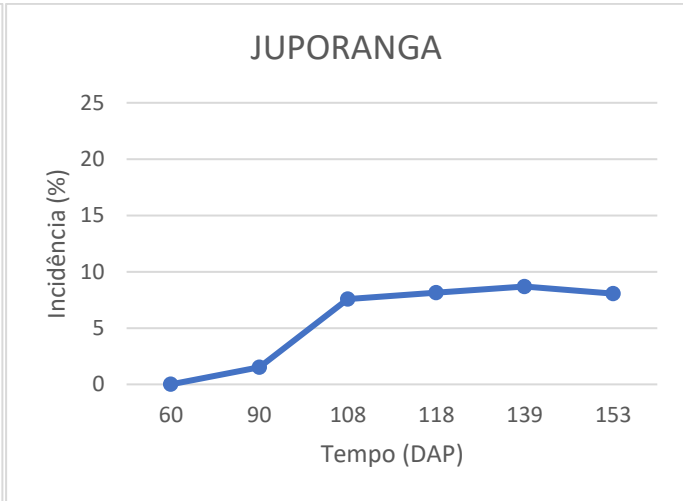
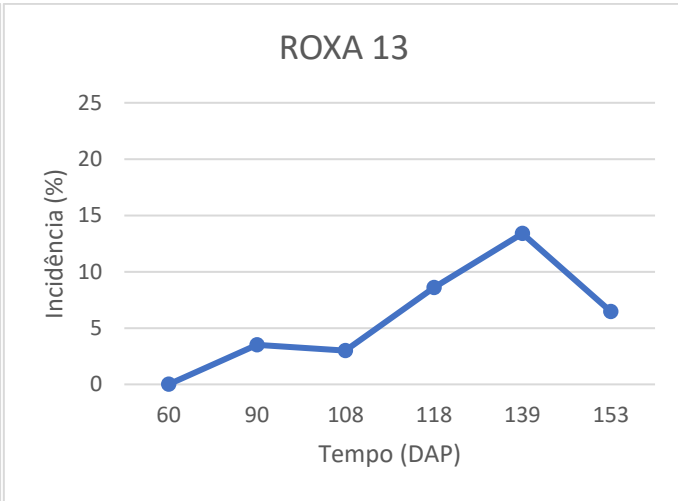
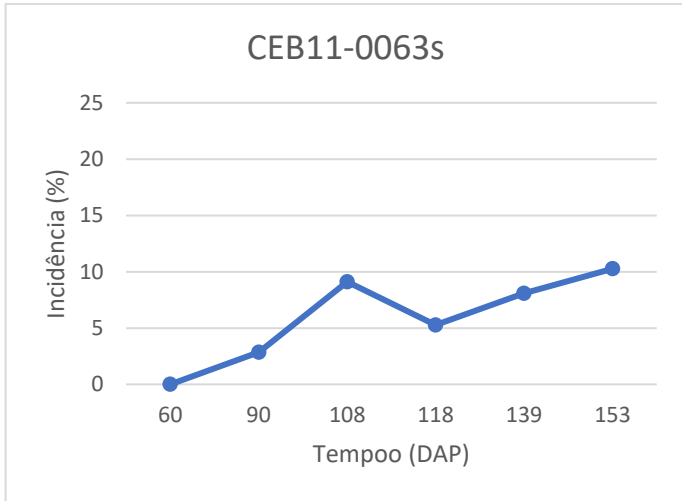
TX08



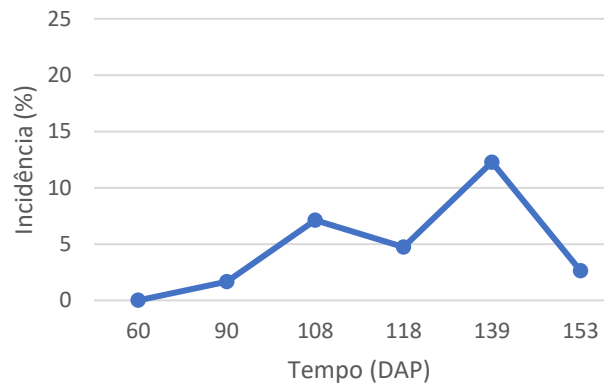
CNPH 6300



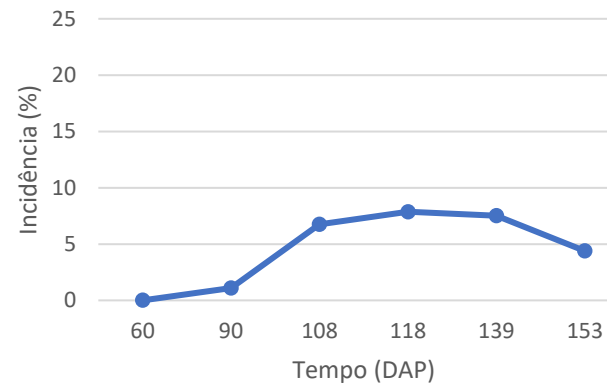




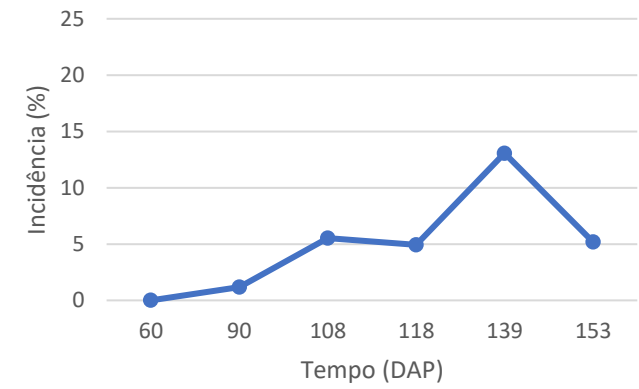
SÃO PAULO



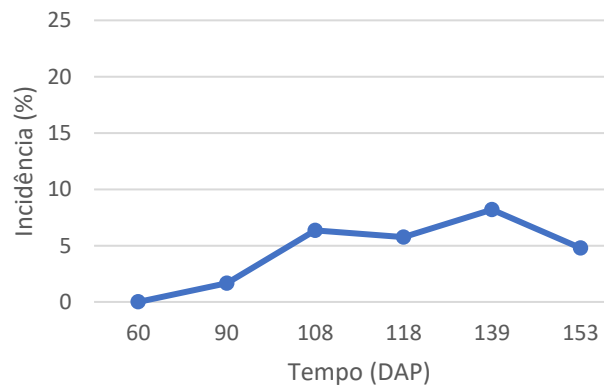
RÉGIA



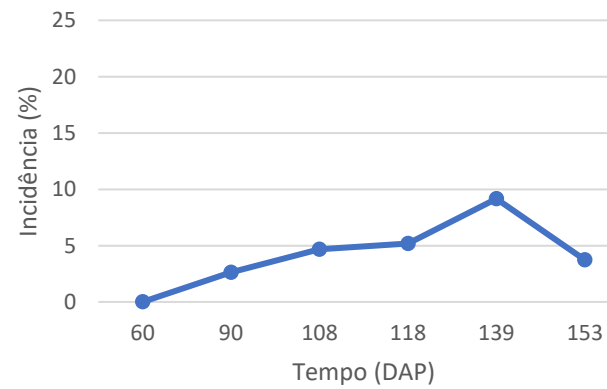
CNPH 6047



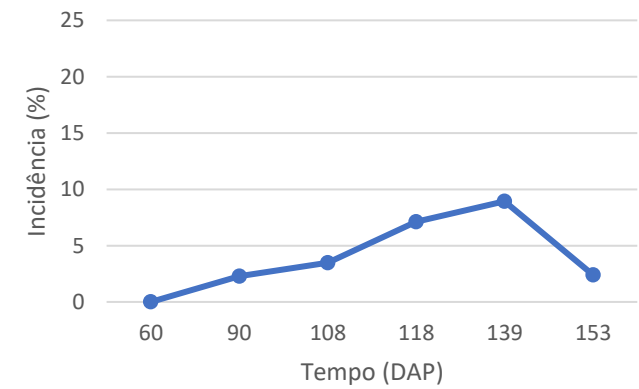
VALEOURO IPA11



ROXA DO BARREIRO



CATARINA



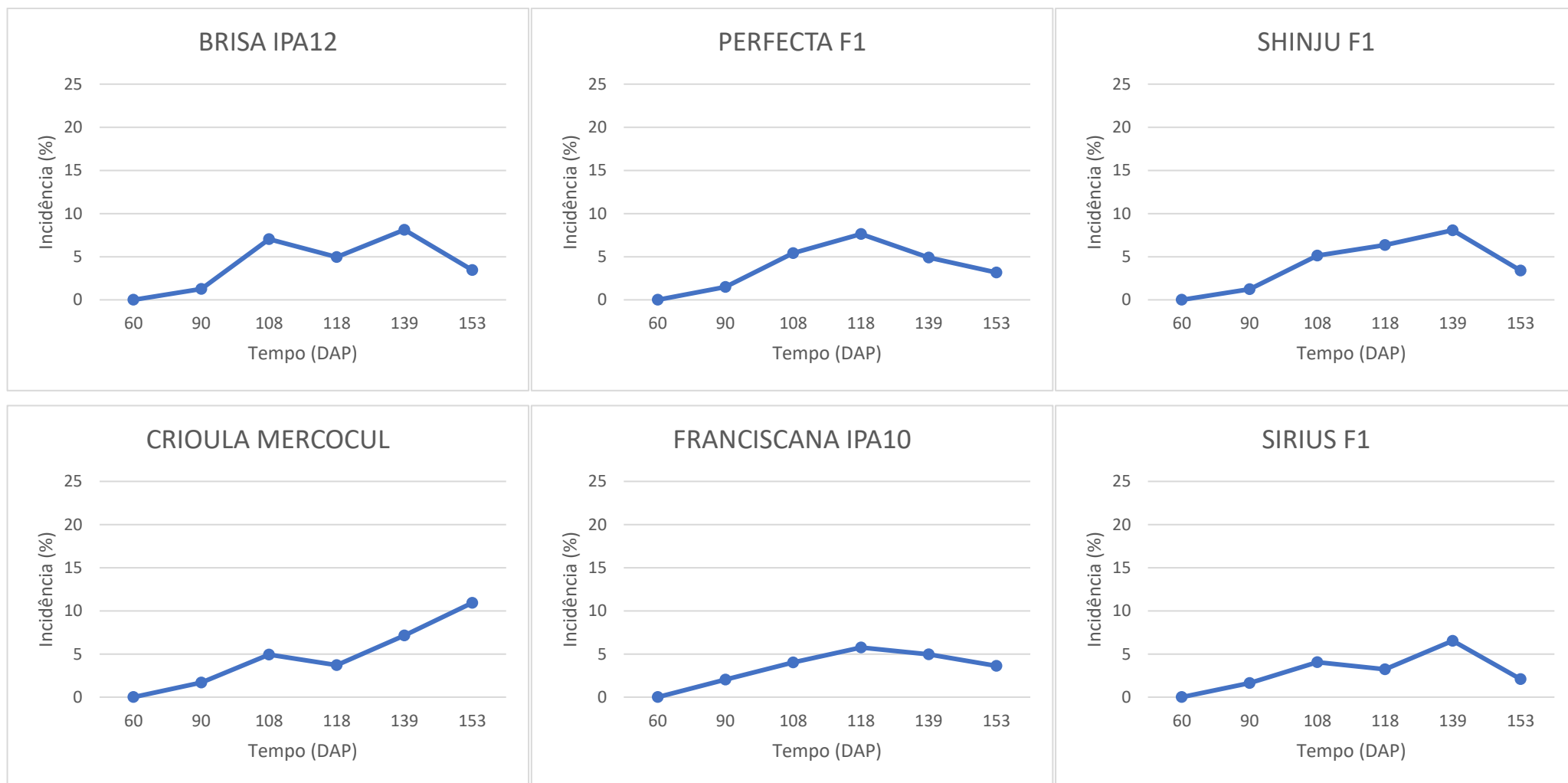
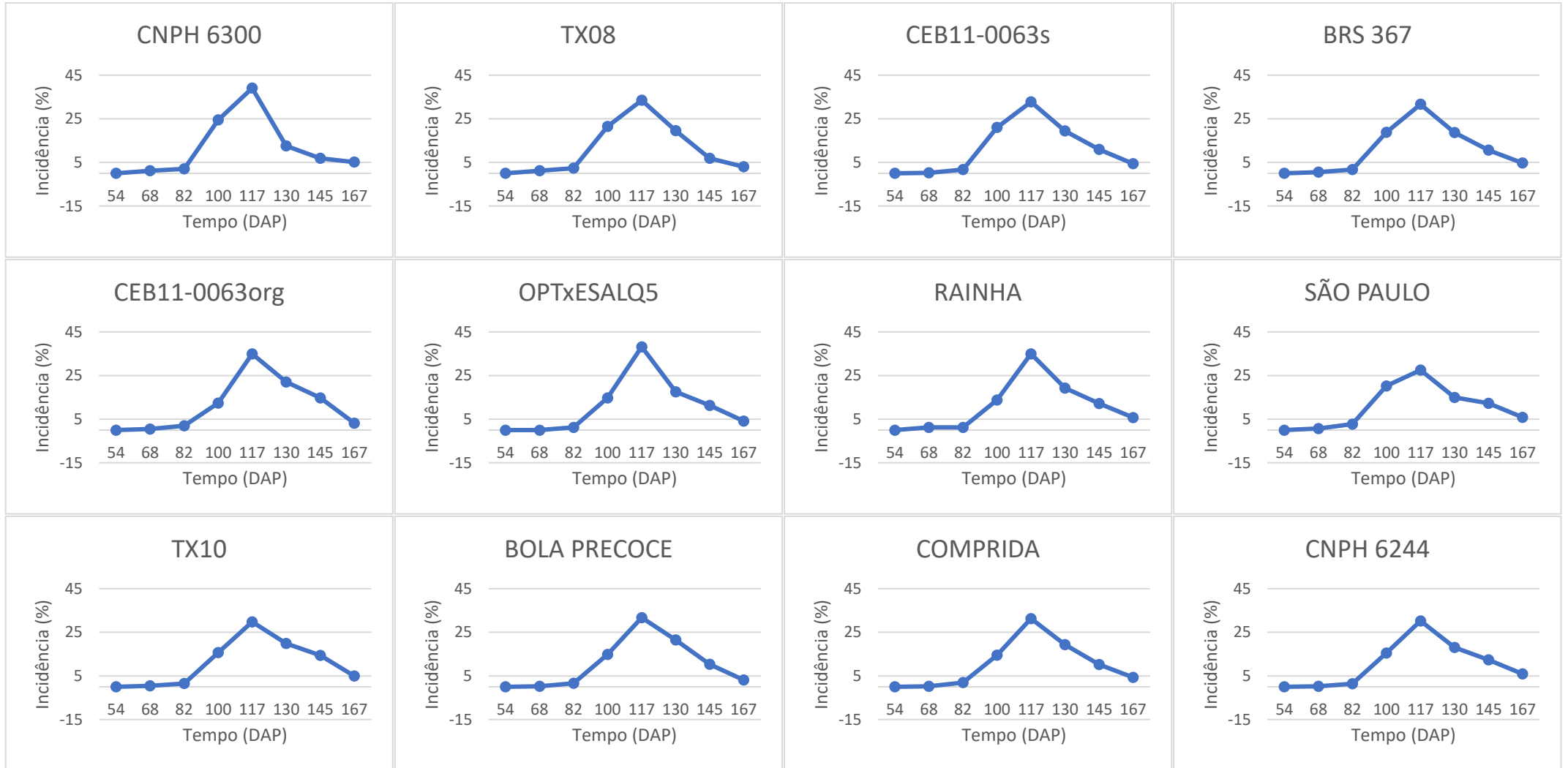
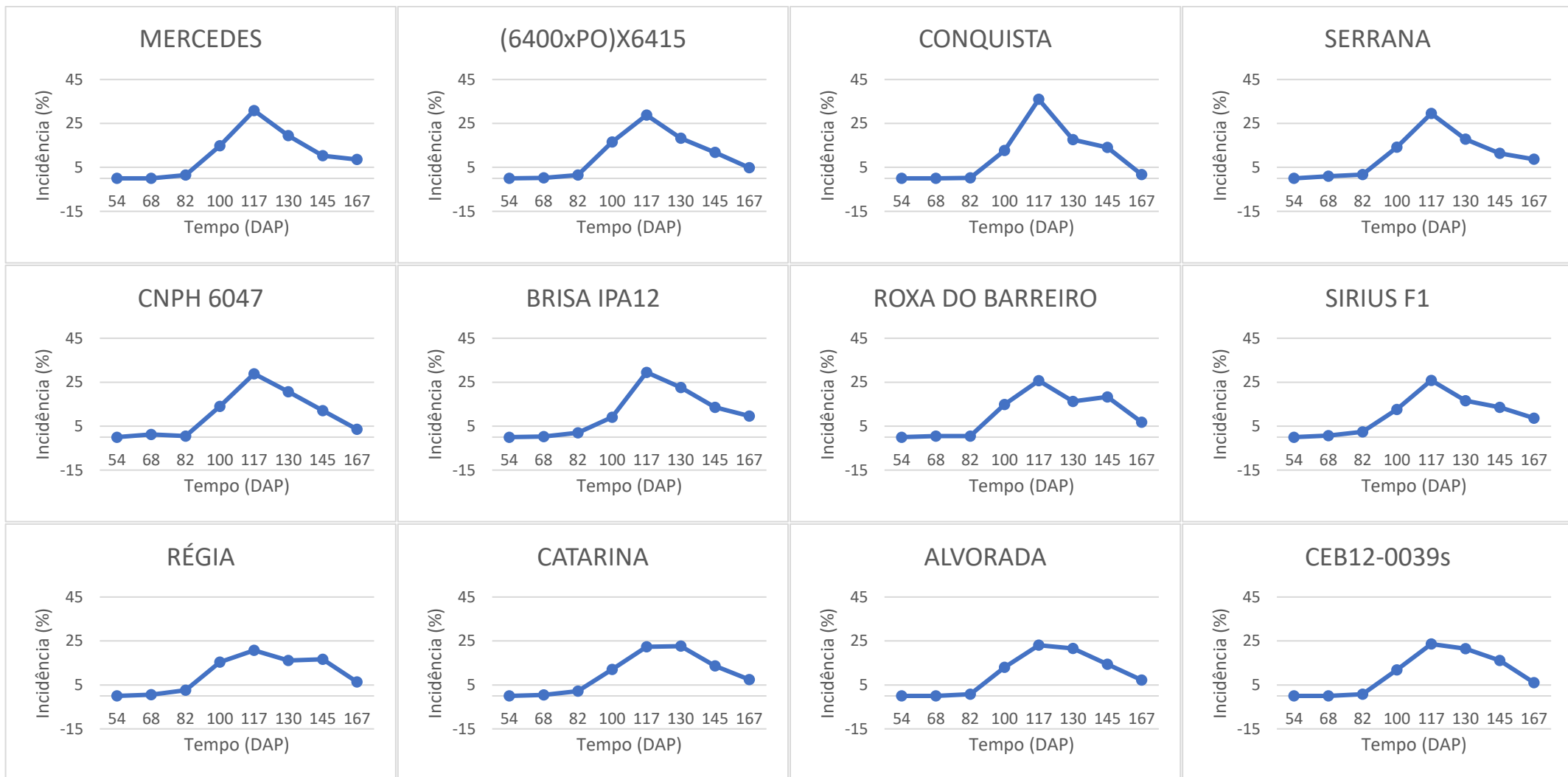


Figura 3-3 — Progresso da podridão branca, causado por *S. cepivorum*, nos genótipos de cebola em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2016).





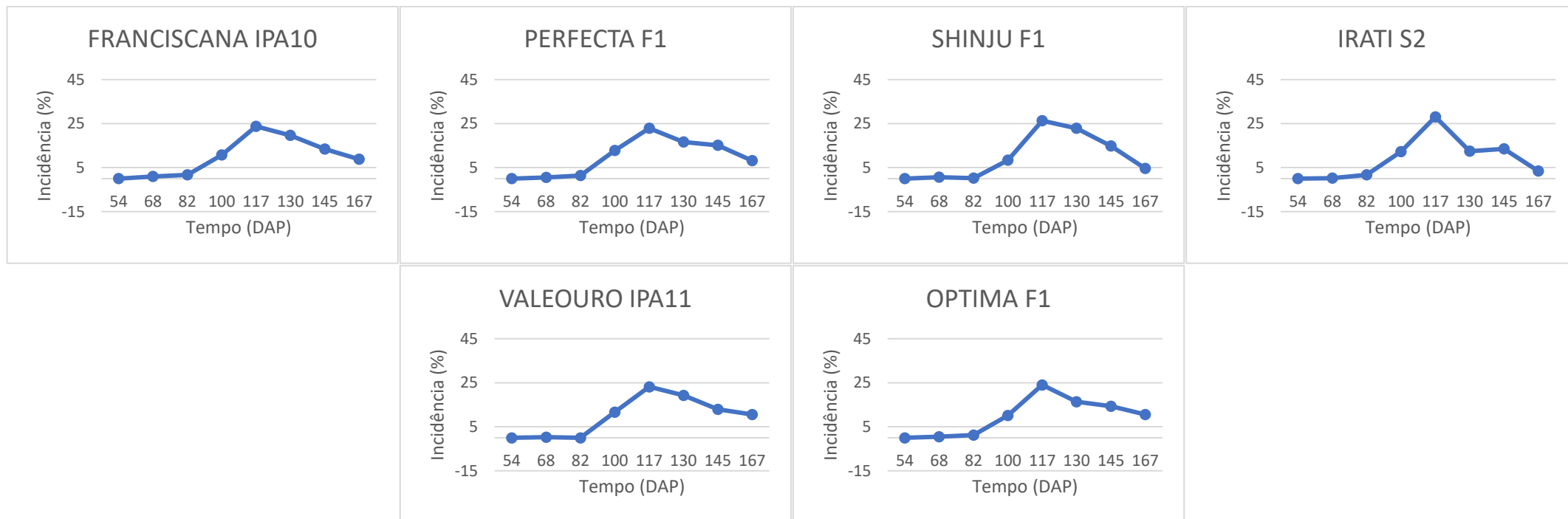


Figura 3-4 -- Progresso da podridão branca, causado por *S. cepivorum*, nos genótipos de cebola em condição de campo (Rio Paranaíba-MG, 2017).

CONCLUSÕES GERAIS

O grupo de 52 isolados de *Sclerotium cepivorum* obtidos nas principais regiões produtoras de alho e cebola no Brasil, apresentaram baixa variabilidade genotípica, sendo predominantemente clonal. Houve a formação de dois grupos de compatibilidade. Através da análise do teste de compatibilidade micelial foi possível visualizar a diversidade genética dos isolados de *Sclerotium cepivorum*. O teste de compatibilidade é uma importante e útil ferramenta de análise de variabilidade genotípica e deve ser utilizada para tais estudos. Aliada a técnicas moleculares, gerar informações úteis para melhor controlar a podridão branca

Existe variabilidade quanto a resposta a resistência a doença, dentre os genótipos de alho e cebola testados. Dentre os genótipos de alho, os genótipos UO 73, DDR 6024 e RAL 127 apresentaram um maior grau de resistência e maior produtividade. Aparentemente alguns genótipos apresentaram uma maior capacidade de reproduzir o inóculo. Talvez por alguma característica intrínsecas a planta, em que está induza o estímulo ao aumento do inóculo. O genótipo San Valetim, ao contrário, ao que parece, reduziu a quantidade de inóculo nos dois anos de experimento. E juntamente com os genótipos Chonan e Ito, apresentou uma resposta de tolerância a doença.

Dentre os genótipos de cebola, também houve diferença na resposta a podridão branca. Os genótipos Optima F1, Sirius F1, Franciscana IPA10, Shinju F1 e Perfecta F1 destacaram-se como os genótipos com maior grau de resistência e com as maiores produtividades.

É possível que fatores ambientais no segundo ano de experimento, tais como, a baixa temperatura do solo, tenham influenciado na alta incidência da doença e inviabilizado a medição da resposta dos genótipos quanto a susceptibilidade ou resistência a doença. Entretanto, devido ao padrão de resposta aferido no primeiro ano de estudo, existem genótipos de alho e cebola com maior grau de resistência a doença e boa produtividade e devem ser considerados tanto do ponto de vista do manejo da doença, quanto em programas de melhoramento.

Anexos

Anexo 3.1 – Genótipos de cebola, duração de ciclo e origem utilizados nos experimentos de 2016 e 2017.

NUMERAÇÃO		GENÓTIPOS	ORIGEM	EMPRESA	TIPO	DESCENDÊNCIA	COR PELÍCULA	COR POLPA
2016	2017							
1	21	EHCEB 05P0082	Brasil	Embrapa	P. livre	Gladalan ⁶	Amarela	Branca
2	19	EHCEB 03P0011	Brasil	Embrapa	P. livre	Alfa Tropical (Baia Periforme) ⁶	Amarela	Branca
3	20	EHCEB 04P0032	Brasil	Embrapa	P. livre	Baia Periforme ⁶	Amarela	Branca
4	16	Bola precoce	Brasil	Epagri	P. livre	Baia Periforme ⁷	Amarela amarronzada	Branca
5	14	EHCEB 13G0004	Brasil	Embrapa	P. livre	Texas Grano ⁶	Amarela	Branca
6	-	Crioula mercocol	Brasil	Hortec	P. livre	Crioula ¹⁰	Marrom avermelhada	Branca
7	13	EHCEB 03P0007	Brasil	Embrapa	P. livre	Texas Grano ⁶	Amarela	Branca
8	12	BRS 367	Brasil	Embrapa	P. livre	Baia Periforme ¹⁰	Amarela	Branca
9	17	EHCEB 06P0103	Brasil	Embrapa	P. livre	Texas Grano ⁶	Amarela	Branca
10	18	BRS Sustentare	Brasil	Embrapa	P. livre	Alfa Tropical (Baia Periforme) ⁶	Amarela	Branca
11	15	Valeouro ipa11	Brasil	IPA	P. livre	Roxa IPA-3 (Roxa do Barreiro) ³ x Belém IPA-9 (Baia Periforme) ³	Amarela	Branca
12	-	Beta cristal	Brasil	Embrapa	P. livre	Dehydrator n°2 x Dehydrator n°5 x Dehydrator n°8 x Primero x White Creole ⁴	Branca	Branca
13	-	EHCEB 13G0020	Brasil	Embrapa	P. livre	Texas Grano ⁶	Vermelha púrpura	Vermelha púrpura
14	6	Brisa ipa12	Brasil	IPA	P. livre	Roxa IPA-3 (Roxa do Barreiro) ³ x Texas Grano 1015Y ⁵	Amarela	Branca
15	7	Franciscana ipa10	Brasil	IPA	P. livre	Roxa IPA-3 (Roxa do Barreiro) ³ x Red Creole ³	Vermelha púrpura	Vermelha
16	-	Brs alfa são francisco	Brasil	Embrapa	P. livre	Alfa Tropical (Baia Periforme) ¹	Amarela	Branca
17	-	Alfa tropical	Brasil	Embrapa	P. livre	Baia Periforme ¹	Amarela	Branca
18	22	Serrana	Brasil	Seminis	P. livre	Baia Periforme ²	Amarela	Branca

19	-	Baia periforme	Brasil	Isla	P. livre	Baia Periforme	Amarela	Branca
20	10	Catarina	Brasil	Agritu	P. livre	S. I. ¹¹	Amarela	Branca
21	23	Conquista	Brasil	Embrapa	P livre	Baia Periforme ²	Amarela	Branca
22	11	Optima f1	Austrália	Agristar	Híbrido	Gladalan ¹⁰	Amarela	Branca
23	2	Perfecta f1	Austrália	Agristar	Híbrido	Gladalan ¹⁰	Amarela amarronzada	Branca
24	3	Régia	Brasil	Seminis	P. livre	Gladalan ⁹	Amarela	Branca
25	4	Sirius f1	S. I. ¹¹	Agristar	Híbrido	S. I. ¹¹	Amarela	Branca
26	5	Shinju f1	S. I. ¹¹	Seminis	Híbrido	S. I. ¹¹	Amarela amarronzada	Branca
27	-	Juporanga	Brasil	Epagri	P. livre	Baia Periforme ⁷	Amarela amarronzada	Branca
28	8	Roxa do barreiro	Brasil	Embrapa	P. livre	S. I. ¹¹	Vermelha	Vermelha
29	1	São paulo	Brasil	Embrapa	P. livre	Texas Grano ⁴	Amarela	Branca
30	9	Alvorada	Brasil	Agritu	P. livre	S. I. ¹¹	Amarela	Branca
-	24	Irati s2	África do Sul	Agrocinco	Híbrido	S. I. ¹¹	Amarela	Branca
-	25	Mercedes	Estados Unidos	Seminis	Híbrido	Granex ⁸	Amarela	Branca
-	26	EHCEB 09P0144	Brasil	Embrapa	P. livre	Gladalan x Crioula x Valcatorce x Baia Periforme ⁶	Amarela	Branca
-	27	EHCEB 10P0155x6415	Brasil	Embrapa	P. livre	Baia Periforme x Valcatorce ⁶	Amarela	Branca
-	28	EHCEB 13G0007	Brasil	Embrapa	P. livre	Texas Grano ⁶	Amarela	Branca
-	29	EHCEB 10G0098	Brasil	Embrapa	P. livre	S. I. ¹¹	Amarela	Branca
-	30	Rainha	Brasil	Agritu	P. livre	S. I. ¹¹	Amarela avermelhada	Branca

Anexo 3.2 – Análise de Variância da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) em genótipos de cebola, do número de escleródio final de *S. cepivorum*, da Incidência (Y max) da Podridão Branca, do número de bulbos sadios colhidos (diâmetro 35-50mm), número de bulbos sadios colhidos (diâmetro maior que 50mm), número de bulbos sadios colhidos (total), peso de bulbos colhidos (diâmetro 35-50mm), peso de bulbos colhidos (diâmetro maior 50mm) e peso de bulbos sadios colhidos (total) em genótipos de cebola (Rio Paranaíba-MG, 2016).

AACPD				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	606.756.696.602	151.689.174.151	64695 **
Tratamentos	29	1.762.531.268.128	60.776.940.280	25921 **
Resíduo	116	2.719.815.032.623	23.446.681.316	
TOTAL	149	5.089.102.997.353		
Número de Escleródio final				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	90.549.333	22.637.333	7.3868 **
Tratamentos	29	139.886.000	4.823.655	1.5740 *
Resíduo	116	355.490.667	3.064.575	
TOTAL	149	585.926.000		
Incidência máxima (Y max)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	457.978.692	114.494.673	10.0944 **
Tratamentos	29	1.048.796.199	36.165.386	3.1885 **
Resíduo	116	1.315.723.298	11.342.442	
TOTAL	149	2.822.498.189		
Número de bulbo colhidos diâmetro (35-50mm)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	37.157.333	9.289.333	5.3748 **
Tratamentos	29	99.067.333	3.416.115	1.9766 **
Resíduo	116	200.482.667	1.728.299	
TOTAL	149	336.707.333		
Número de bulbos colhidos diâmetro (> 50mm)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	230.530.667	57.632.667	10.5450 **
Tratamentos	29	1.136.627.333	39.194.046	7.1713 **
Resíduo	116	633.989.333	5.465.425	
TOTAL	149	2.001.147.333		
Número de bulbos sadio colhidos (Total)s				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	601.802.667	150.450.667	9.5593 **
Tratamentos	29	1.466.416.000	50.566.069	3.2129 **
Resíduo	116	1.825.677.333	15.738.598	

TOTAL	149	3.893.896.000		
Peso bulbos colhidos com diâmetro (35-50mm)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	0.98183	0.24546	5.5983 **
Tratamentos	29	251.919	0.08687	1.9813 **
Resíduo	116	508.601	0.04384	
TOTAL	149	858.703		

Peso de bulbos colhidos com diâmetro (> 50mm)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	7.045.855	1.761.464	9.5017 **
Tratamentos	29	54.210.623	1.869.332	10.0835 **
Resíduo	116	21.504.625	185.385	
TOTAL	149	82.761.103		

Peso de bulbos sadios colhidos (Total)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	7.073.947	1.768.487	9.7091 **
Tratamentos	29	51.418.113	1.773.038	9.7341 **
Resíduo	116	21.129.173	182.148	
TOTAL	149	79.621.233		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$)

* significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 \leq p < .05$)

ns não significativo ($p \geq .05$)

Anexo 3.3 – Análise de Variância da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) em genótipos de cebola, do número de escleródio final de *S. cepivorum*, da Incidência (Y max) da Podridão Branca, do número de bulbos sadios colhidos (diâmetro maior que 35mm), número de bulbos sadios colhidos (total), peso de bulbos colhidos (diâmetro maior 35mm) e peso de bulbos sadios colhidos (total) em genótipos de cebola (Rio Paranaíba-MG, 2017).

AACPD				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	454.884.986.283	113.721.246.571	2.4724 *
Tratamentos	29	2.628.611.692.196	90.641.782.490	1.9706 **
Resíduo	116	5.335.564.487.728	45.996.245.584	
TOTAL	149	8.419.061.166.208		
Número de Escleródio final				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	17.729.333	4.432.333	1.2032 ns
Tratamentos	29	74.096.000	2.555.034	0.6936 ns
Resíduo	116	427.310.667	3.683.713	
TOTAL	149	519.136.000		
Incidência máxima (Y max)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	91.579.386	22.894.847	4.2079 **
Tratamentos	29	302.400.973	10.427.620	1.9165 **
Resíduo	116	631.150.968	5.440.957	
TOTAL	149	1.025.131.327		
Número de bulbos colhidos com diâmetro (> 35mm)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	49.049.333	12.262.333	5.4351 **
Tratamentos	29	88.806.000	3.062.276	1.3573 ns
Resíduo	116	261.710.667	2.256.126	
TOTAL	149	399.566.000		
Número de bulbos colhidos sadios (total)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	47.146.667	11.786.667	4.2328 **
Tratamentos	29	90.573.333	3.123.218	1.1216 ns
Resíduo	116	323.013.333	2.784.598	
TOTAL	149	460.733.333		
Peso de bulbos colhidos com diâmetro (< 35mm)				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	539.268	134.817	5.2318 **
Tratamentos	29	1.420.703	0.48990	1.9011 **
Resíduo	116	2.989.148	0.25769	
TOTAL	149	4.949.119		
Peso de bulbos Sadios colhidos (total)				
FV	GL	SQ	QM	F

Blocos	4	533.206	133.301	5.0999 **
Tratamentos	29	1.547.149	0.53350	2.0411 **
Resíduo	116	3.031.996	0.26138	
TOTAL	149	5.112.351		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$)

* significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 \leq p < .05$) ns não significativo ($p \geq .05$)