



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL
DE PERNAMBUCO**
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM FITOPATOLOGIA**

Dissertação de Mestrado

***Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi:
agressividade de isolados, métodos de inoculação e
reação de germoplasmas tradicionais**

Jadson Araújo da Silva

**Recife - PE
2021**

JADSON ARAÚJO DA SILVA

***MACROPHOMINA PHASEOLINA* EM FEIJÃO-CAUPI: AGRESSIVIDADE DE
ISOLADOS, MÉTODOS DE INOCULAÇÃO E REAÇÃO DE
GERMOPLASMAS TRADICIONAIS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Fitopatologia.

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Orientador: Prof. Dr. Jonas Alberto Rios (UFRPE)

Coorientador: Prof. Dr. Sami Jorge Michereff (UFCA)

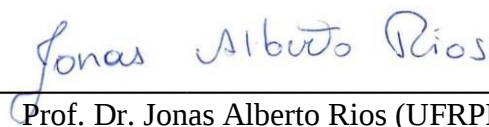
**RECIFE - PE
MARÇO - 2021**

**MACROPHOMINA PHASEOLINA EM FEIJÃO-CAUPI: AGRESSIVIDADE DE
ISOLADOS, MÉTODOS DE INOCULAÇÃO E REAÇÃO DE
GERMOPLASMAS TRADICIONAIS**

JADSON ARAÚJO DA SILVA

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora em: 10/03/2021

ORIENTADOR:

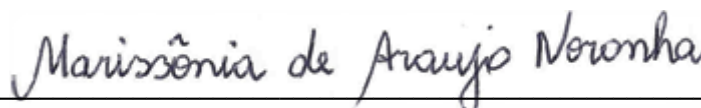


Prof. Dr. Jonas Alberto Rios (UFRPE)

EXAMINADORES:



Prof. Dr. André Angelo Medeiros Gomes (UFRPE)



Dra. Marissônia de Araújo Noronha (Embrapa CPATC)

**RECIFE - PE
MARÇO - 2021**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

S586m

Silva, Jadson Araújo

Macrophomina phaseolina em feijão-caupi: agressividade de isolados, métodos de inoculação e reação de germoplasmas tradicionais / Jadson Araújo Silva. - 2021.
51 f.

Orientador: Jonas Alberto Rios.

Coorientador: Sami Jorge Michereff.

Inclui referências.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Recife, 2021.

1. Cultivares crioulas. 2. podridão-cinzenta do caule,. 3. resistência genética. 4. Vigna unguiculata. I. Rios, Jonas Alberto, orient. II. Michereff, Sami Jorge, coorient. III. Título

CDD 632

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus pelo dom da vida, e por abençoar a minha vida e a minha trajetória.

À minha família, em especial meus pais, Cicero Araújo e Maria Aparecida, e aos meus irmãos, pelo amor, apoio e incentivo dado a mim desde sempre.

A minha esposa Joyce Ferreira, pelo amor, cumplicidade e compreensão. Ao meu filho Pedro Victor, pelo amor e compreensão da minha *ausência* (física) em muitos momentos, e aos meus sogros Reginaldo e Marivalda, pelo apoio.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Jonas Alberto Rios, pelo esforço e atenção que dedica aos seus alunos e integrantes da equipe do Laboratório, pela amizade e principalmente pela dedicação, competência e exemplo como profissional.

Aos meus coorientadores, Prof. Dr. Sami Jorge Michereff e Profa. Dra. Kamila Câmara Correia, por todo acolhimento, ensino, paciência e amizade. E pelos incentivos e apoio para o desenvolvimento deste trabalho.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), e ao Programa de Pós-graduação em Fitopatologia, pela oportunidade de cursar a pós-graduação;

A Universidade Federal do Cariri (UFCA) pela oportunidade de realizar os experimentos do trabalho na instituição.

Aos integrantes do laboratório de Fitopatologia da UFCA, Ana Paula, Ivan Salmito, Ilmar Lobo, Débora Cristina, Ana Karoline (Karol), Milca, Yuri e João Paulo e todos os demais.

Aos meus amigos e colegas de pós-graduação, José Ailton Cruz, Felipe Araújo, Jackeline Araújo, Larissa Almeida, Mariana David, Erasmo, Lucas Correi, Emanuel Feitosa, Matheus, David Nataren, Suzi Cavalcante e todos os demais.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da UFRPE pelos ensinamentos.

Aos amigos de colégio agrícola, Expedito Cavalcante, Francisco Jeanes e João Ítalo, pela amizade verdadeira.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão da bolsa de estudos.

Finalmente, a todos que de alguma forma contribuíram e fizeram parte desta conquista.

SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS	v
RESUMO GERAL	vii
GENERAL ABSTRACT	viii
CAPÍTULO I – Introdução Geral	9
A cultura do feijão-caupi	10
A podridão cinzenta do caule	13
<i>Macrophomina phaseolina</i>	14
Métodos de inoculação	16
Referências Bibliográficas	17
CAPÍTULO II – <i>Macrophomina phaseolina</i> em feijão-caupi: agressividade de isolados, métodos de inoculação e reação de germoplasmas tradicionais e cultivares ...	24
Resumo	25
Abstract	26
Introdução	27
Materiais e Métodos	29
Agressividade de isolados de <i>Macrophomina phaseolina</i> em feijão-caupi	29
Métodos de inoculação de <i>Macrophomina phaseolina</i> em feijão-caupi	30
Reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi à <i>Macrophomina phaseolina</i>	32
Análise dos dados	32
Resultados	33
Agressividade de isolados de <i>Macrophomina phaseolina</i> em feijão-caupi	33
Métodos de inoculação de <i>Macrophomina phaseolina</i> em feijão-caupi	33
Reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi à <i>Macrophomina phaseolina</i>	34
Discussão	35
Referências	39
CONCLUSÕES GERAIS	50

RESUMO GERAL

O feijão-caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) é um dos principais componentes da dieta de populações de baixa renda ao redor do mundo. No Brasil, a produção dessa leguminosa se concentra principalmente na região Nordeste, onde a produtividade é prejudicada por vários fatores, dentre os quais a ocorrência de doenças. A podridão cinzenta do caule, causada pelo fungo *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid.), é uma importante doença do feijão-caupi no Semiárido, onde pode causar perdas de até 100% da produção. O uso de cultivares resistentes é considerada a principal estratégia de manejo dessa doença, mas até o momento não existem cultivares com elevados níveis de resistência. Diante disso, este trabalho teve como objetivos: determinar a agressividade de isolados de *M. phaseolina* em feijão-caupi, selecionar um método de inoculação do patógeno em feijão-caupi e avaliar a reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi ao patógeno. Inicialmente foi analisada a agressividade de 30 isolados de *M. phaseolina*, utilizando a inoculação pelo método do palito de dente infestado. Três isolados foram considerados mais agressivos (CFC-220, CFC-207 e CFC-238) e usados para avaliar nove métodos de inoculação de *M. phaseolina* em feijão-caupi. O método baseado na infestação da cova de plantio com seis grãos de arroz colonizados foi considerado o mais adequado. Este propiciou níveis de doença próximos a 50% e demonstrou estabilidade em relação aos diferentes isolados do patógeno. Finalmente, foi avaliada a reação de 65 germoplasmas tradicionais e sete cultivares de feijão-caupi aos três isolados de *M. phaseolina*. Os níveis de resistência dos germoplasmas variaram conforme o isolado do patógeno, sendo que cinco germoplasmas (FI02, FI44, FI66, FI66 e BRS Guariba) foram altamente resistentes a pelo menos um isolado de *M. phaseolina*. Esse estudo contribui com a definição de um grupo isolados de *M. phaseolina* altamente agressivos e um método de inoculação que propicia níveis de doença adequados e estabilidade em relação aos diferentes isolados do patógeno. No entanto, a principal relevância do estudo é a identificação de fontes de resistência a *M. phaseolina* em germoplasmas tradicionais de feijão-caupi.

Palavras-chave: feijão-caupi, germoplasma, podridão cinzenta do caule, resistência genética, agressividade, método de inoculação.

GENERAL ABSTRACT

Cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) is one of the main components of the diet of low-income populations around the world. In Brazil, the production of this legume is mainly concentrated in the Northeast, where productivity is hampered by several factors, among them the occurrence of diseases. Charcoal rot, caused by the fungus *Macrophomina phaseolina*, is an important disease of cowpea in the Brazilian semiarid region. The use of resistant cultivars is considered the main strategy for managing this disease, but there are no cultivars with high levels of resistance so far. Therefore, this work had as objectives: to determine the aggressiveness of isolates of *M. phaseolina* in cowpea, to select a method of inoculation of the pathogen, and to evaluate the reaction of traditional germplasms and cultivars of cowpea to the pathogen. Initially, the aggressiveness of 30 isolates of *M. phaseolina* was analyzed, using the infested toothpick inoculation method. Three isolates were considered more aggressive (CFC-220, CFC-207 and CFC-238) and used to evaluate nine methods of inoculation of *M. phaseolina* in cowpea. The method based on the infestation of the planting pit with six colonized rice grains was considered the most appropriate. It provided disease levels close to 50% and demonstrated stability concerning the different pathogen isolates. Finally, the reaction of 65 landrace germplasms and seven cultivars of cowpea to the three *M. phaseolina* isolates was evaluated. The germplasm resistance levels varied according to the pathogen isolate, and five germplasms (FI02, FI44, FI66, FI66, and BRS Guariba) were highly resistant to at least one *M. phaseolina* isolate. This study contributes to the definition of a group of highly aggressive *M. phaseolina* isolates and an inoculation method that provides adequate disease levels and stability concerning the different pathogen isolates. However, the main relevance of the study is the identification of sources of resistance to *M. phaseolina* in landrace cowpea germplasms.

Key words: cowpea, germplasm, charcoal rot, genetic resistance, aggressiveness, inoculation method.

CAPÍTULO I

Introdução Geral

MACROPHOMINA PHASEOLINA EM FEIJÃO-CAUPI: AGRESSIVIDADE DE ISOLADOS, MÉTODOS DE INOCULAÇÃO E REAÇÃO DE GERMOPLASMAS TRADICIONAIS

INTRODUÇÃO GERAL

A cultura do feijão-caupi

O gênero *Vigna* pertence à família Fabaceae (Leguminosae) possui mais de 200 espécies com características fenotípicas específicas. O feijão-caupi, *Vigna unguiculata* (L.) Walp., destaca-se pela alta capacidade de adaptação e rusticidade durante o cultivo, o que permite seu desenvolvimento mesmo em condições semiáridas. De fato, o feijão-caupi pode se adaptar à condições adversas, como baixa disponibilidade de água e solos de baixa fertilidade natural, muito devido a sua capacidade de fixação biológica de nitrogênio através de simbiose com bactérias do gênero *Rhizobium* (ARAÚJO, 2019; FREIRE FILHO; COSTA, 2020; FREIRE FILHO *et al.*, 2011a; FREIRE FILHO, 1988; ROCHA; DAMASCENO-SILVA; MENEZES JUNIOR, 2017a).

O feijão-caupi pertence ao grupo II (Feijão-de-Corda ou Feijão-Macassar), por ser derivado da espécie *Vigna unguiculata*, definido através da Instrução Normativa, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) (FREIRE FILHO *et al.*, 2011a). É uma leguminosa herbácea, de ciclo anual, com flores que se autofecundam, o fruto ocorre em vagens e suas sementes alteram em cor, formato e tamanho (CHAUKE; KRITZINGER, 2020). As cultivares de feijão-caupi podem ser classificadas de acordo com seu ciclo de maturação (superprecoce, precoce, médio, médio-precoce, médio-tardio e tardio) podendo variar de 60 a 90 dias. Adicionalmente, esta cultura pode ser classificada de acordo com o seu porte (ereto, semiereto, semiprostrado e prostrado) e a tonalidade dos grãos produzidos (branco, preto, coloridos) (FREIRE FILHO *et al.*, 2011a; ROCHA *et al.*, 2017b).

O feijão-caupi tem sua origem no continente africano sendo introduzida no Brasil pelos colonizadores portugueses por volta do século XVI (FREIRE FILHO, 1988; FREIRE FILHO *et al.*, 2011a). Desde então, têm sido amplamente cultivada, com sua produção ocupando posição de destaque no setor agrícola nacional, gerando renda e trabalho formal em muitas regiões produtoras (MELO *et al.*, 2014; ROCHA *et al.*, 2019). Devido a ampla distribuição entre os estados brasileiros, a espécie *V. unguiculata*, possui um grande número de nomes vulgares como feijão macassar; feijão-de-corda, feijão-de-moita, feijão-caupi, feijão-de-praia, feijão-da-colônia e feijão-de-estrada (FREIRE FILHO; CARDOSO; ARAÚJO, 1983; FREIRE

FILHO *et al.*, 2011a). O feijão-caupi possui um alto valor nutricional, exercendo um papel importante na alimentação de muitas famílias de baixa renda, em regiões da África, Ásia e América do Sul. No Brasil, esta cultura apresenta grande importância nas regiões Norte e Nordeste. Os grãos são ricos em proteína e carboidratos, contém todos os aminoácidos essenciais, além de possuir baixo teor de gordura. (FROTA; SOARES; ARÊAS, 2008; SANTOS *et al.*, 2009; SILVA *et al.*, 2019). Os grãos de feijão-caupi, secos ou verdes, podem ser consumidos in natura, ou na forma de conserva ou desidratado. Além disso, as plantas podem ser utilizadas na alimentação animal ou como adubo verde na agricultura (DUTRA; TEÓFILO, 2007; SANTOS *et al.*, 2017).

Dados disponíveis apontam o continente africano como o maior produtor mundial de grãos de feijão-caupi, sendo responsável por aproximadamente 96,8 % da produção, seguido pela Ásia, América do Sul e Europa (FAOSTAT, 2020). No Brasil, o feijão-caupi é cultivado principalmente nas regiões Norte e Nordeste, porém, nos últimos anos tem sido cultivada na região Centro-Oeste no período de safrinha, com uma larga produção no estado de Mato Grosso. (FREIRE FILHO, 2011a; SILVA; ROCHA; MENEZES JÚNIOR, 2016). Em 2019 o Brasil produziu mais de 700 mil toneladas de feijão-caupi, em uma área colhida superior a 1.300 mil hectares (ha), com um rendimento de 545kg/ha (CONAB, 2021). O Nordeste brasileiro é a principal região produtora de feijão-caupi do país, com aproximadamente 398 mil toneladas, e produtividade média de 394 kg/ha. Especificamente, o estado do Ceará em 2019 destaca-se como o principal estado produtor abrangendo, uma área de cultivo de aproximadamente de 371 mil ha e uma produção de 107 mil toneladas (EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO, 2020).

Na região nordeste, o feijão-caupi é cultivado principalmente por pequenos produtores da agricultura familiar, que ainda utilizam germoplasmas tradicionais para cultivo em suas lavouras. Os germoplasmas tradicionais, local ou crioulas são aquelas que não sofreram alteração genética através de técnicas de melhoramento genético tradicional. Entretanto, estes materiais vêm passando por modificações através de cruzamentos e seleções naturais, e escolhidos de forma natural pelos agricultores, por causa das características morfológica das plantas e dos grãos, e através de suas características de culinária. Genótipos tradicionais são fontes de variabilidade genética, com características que conferem tolerância a fatores bióticos e abióticos. Motivos, que justificam a preservação e utilização desses germoplasmas tradicionais em programas de melhoramento, para desenvolvimento de novas cultivares (ARAÚJO *et al.* 2019; CASAÑAS *et al.*, 2017; DWIVEDI *et al.*, 2016; FREIRE FILHO *et al.* 2011b; MEDEIROS, 2020).

Bancos de germoplasma tradicionais, local ou crioulas de feijão-caupi são aqueles que conservam as características genotípicas dos genótipos. Esses bancos possuem uma grande

variabilidade genética que são importantes no desenvolvimento de cultivares mais produtivas e resistentes aos patógenos. Muitos recursos genéticos são preservados em bancos de germoplasma, em todo o mundo. Estes materiais ficam disponíveis para os pesquisadores utilizarem nos programas de melhoramento genético. Um exemplo, é o Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA), localizado na Nigéria, sendo o principal centro de pesquisas em feijão-caupi e com a maior coleção de germoplasma onde estão armazenados cerca de 15.200 cultivares e 1.646 acessos selvagens (EHLERS; HALL, 1997). Entre os órgãos brasileiros responsáveis pela Coleção Ativa do feijão-caupi estão a Embrapa Meio-Norte através do Centro de Pesquisa Agropecuária do Meio-Norte (CPAMN, Teresina, PI) (WETZEL *et al.*, 2005). Além da Embrapa Meio-Norte, instituições estaduais de pesquisa agropecuária, Universidades Federais e casas de semente, mantêm bancos de germoplasma de feijão-caupi como parte de suas atividades (SANTOS *et al.*, 2016; TEÓFILO *et al.*, 2013; SANTANA *et al.*, 2019). Contudo, muitos genótipos tradicionais são cultivados por agricultores familiares, que preservam as suas características produtivas e podem ser também utilizadas no processo de melhoramento (ARAÚJO *et al.* 2019; COELHO *et al.*, 2010; SILVA, 2018). Estas sementes crioulas de feijão-caupi, são armazenadas através de práticas tradicionais, para o plantio futuros e mantidas ao longo de gerações (FREIRE FILHO *et al.* 2011b; OLIVEIRA *et al.*, 2020; SANTOS *et al.*, 2016; SILVA, 2018)

Tradicionalmente, os genótipos de feijão-caupi são cultivados em vários tipos de solos e condições climáticas principalmente por pequenos produtores. Contudo, vem aumentando o seu cultivo por grandes produtores nos principais polos de produção de grãos, com lavouras completamente mecanizadas. Com esse crescimento na produção do feijão-caupi, novas exigências surgem, e ampliam os objetivos do melhoramento genético da cultura. O melhoramento genético do feijão-caupi no Brasil tem como um dos principais objetivos o desenvolvimento de cultivares mais produtivas, de porte ereto, e precoce (FREIRE FILHO *et al.*, 2011a). Além disso, a busca e o desenvolvimento de cultivares produtivas e, principalmente, resistentes às doenças tem sido um importante objetivo entre os pesquisadores (MACHADO *et al.*, 2008).

A podridão cinzenta do caule

Diversos fatores podem afetar negativamente o feijão-caupi em áreas de produção como os fatores ambientais, edáficos e a ocorrência de doenças (BEZERRA *et al.*, 2017; PEREIRA *et al.*, 2001). Apesar de rústica, esta cultura pode ser afetada por vários fitopatógenos que reduzem a quantidade e a qualidade dos grãos (RIOS, 1988; ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005; COELHO, 2001; PIO-RIBEIRO; ASSIS FILHO; ANDRADE, 2005). A podridão cinzenta do caule (PCC), é uma doença de grande importância na cultura do feijão-caupi, causando danos significativas, que podem chegar a 100% no rendimento da cultura. (ATHAYDE SOBRINHO, 2016; GOMES-SILVA *et al.*, 2017). O agente causal da PCC pertence ao gênero *Macrophomina* (MACHADO *et al.*, 2018; MIHAIL, 1992; SARR *et al.*, 2014). A doença é recorrente em várias regiões de clima quente e com períodos de seca prolongado (BIANCHINI; MARINGONE; CARNEIRO, 2005). No Brasil, a doença foi relatada inicialmente em 1935 por Bittencourt, em feijão comum, no município de Campinas no estado de São Paulo (COELHO NETO, 1994). A PCC está disseminada em diversos estados brasileiros (POLTRONIERI; TRINDADE; SILVA, 1994; RIOS, 1988; ATHAYDE SOBRINHO, 2004). Segundo Cardoso (1990) é comum a ocorrência desta doença nas regiões Norte e Nordeste do Brasil por apresentar condições favoráveis ao desenvolvimento da doença. Fatores edáficos como a compactação, temperaturas elevadas (25-40°C) e a baixa umidade são condições que favorecem a ocorrência da PCC (ARAUJO *et al.*, 2020).

A doença pode ocorrer em todos os estádios de desenvolvimento do feijão-caupi. Os sintomas podem se manifestar durante todo o ciclo de desenvolvimento da cultura como podridão em plântulas e morte de tecidos em plantas adultas. Inicialmente, os sintomas surgem com lesões irregulares deprimidas e escuras na haste, com margens bem definidas. Posteriormente as lesões adquirem coloração cinza, e podem causar murcha e morte de ramos e em casos mais severos ocorre a morte de toda a planta (BIANCHINI; MARINGONE; CARNEIRO, 2005; NECHET; HALFELD-VIEIRA, 2005). Em plantas adultas, o progresso da doença acontece de forma mais lenta, ocasionando raquitismo, amarelecimento e desfolha. Neste estágio de desenvolvimento é observado a presença de lesões de cor acinzentada no caule da planta. Estas lesões quando afetam os vasos do xilema, podendo causar a morte das raízes, caule e conseqüentemente da parte aérea. Na superfície das lesões se observa a presença de pontuações negras, que são estruturas reprodutivas do patógeno denominados de picnídios. (NDIAYE, 2007; LOBO JUNIOR *et al.*, 2014; ATHAYDE SOBRINHO, 2016). Estas estruturas servem como fontes de dispersão do patógeno no campo. Em condições adversas, a sobrevivência do patógeno no solo ocorre especialmente na forma de estruturas de resistência

denominados de microescleródios que são comumente encontrados em restos culturais, onde podem sobreviver no solo por longos períodos, entre 2 a 15 anos. O patógeno também pode colonizar e sobreviver em algumas plantas daninhas permitindo a infecção das plantas da próxima safra (GUPTA; SHARMA; RAMTEKE, 2012; ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005; LIMA, 2015; NEGREIROS *et al.*, 2019).

Doenças causados por patógenos habitantes do solo são de difícil manejo, em razão da baixa eficiência do controle químico e das constantes formas de adaptação destes fitopatógenos (CORREIA; MICHEREFF, 2018). A resistência genética, tem sido considerada o principal método de controle da PCC. Outras estratégias recomendadas são: o uso de sementes sadias e certificadas, tratamento de sementes, eliminação de restos culturais, menor densidade de plantio, manutenção da fertilidade do solo e rotação com cultura. É importante ressaltar que as estratégias de manejo devem ser realizadas de forma integrada, visando maior eficiência e sustentabilidade (ATHAYDE SOBRINHO, 2016; BIANCHINI; MARIGONI; CARNEIRO, 2005; CORREIA; MICHEREFF, 2018; GUPTA; SHARMA; RAMTEKE, 2012). O uso de cultivares resistentes é uma das medidas mais indicadas para o controle de doenças de plantas, por ser de fácil utilização pelo agricultor e compatível com outras técnicas de manejo. Além disso, é menos nocivo ao meio ambiente, agricultor e consumidor final, por reduzir o uso de agrotóxicos (ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005; CASELA, 2005). Estudos sobre fontes de resistência à *M. phaseolina* em feijão-caupi é uma das principais formas de identificar genótipos resistentes (LIMA, 2015). Em trabalho realizado por Athayde Sobrinho (2004), avaliando a reação de doze cultivares de feijão-caupi à *Macrophomina phaseolina*, foram identificados quatro cultivares resistentes ao patógeno. Em outro trabalho realizado por Lima *et al.* (2012), foram avaliados 20 genótipos de feijão-caupi, sendo observado apenas um genótipo resistente. Porém, em estudos realizados por Amaral, Noronha e Damasceno-Silva (2016) e Noronha *et al.* (2010, 2012), com quase 100 genótipos de feijão-caupi, não foram encontrados genótipos com elevado nível de resistência ao patógeno. Todos estes resultados demonstram a dificuldade em se adquirir genótipos resistentes à *M. phaseolina*.

Macrophomina phaseolina

Atualmente, quatro espécies estão descritas no gênero *Macrophomina*, sendo estas *M. phaseolina*, *M. pseudophaseolina*, *M. euphorbiicola* e *M. vaccinii* (MACHADO *et al.* 2018; PHILLIPS *et al.* 2013, SARR *et al.* 2014; ZHAO *et al.* 2019). *Macrophomina phaseolina* é a espécie tipo e de maior relevância dentro do gênero. O fungo pertence ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Sub Filo Pezizomycotina, Classe Dothideomycetes, Ordem Botryosphaerales,

Família Botryosphaeriaceae. Esta espécie tem apresentado várias sinonímias, como: *Macrophoma phaseolina* Tassi, *Tiarosporella phaseolina* (Tassi), *Rhizoctonia bataticola* Taubenh., *Sclerotium bataticola* Taub., *Macrophomina philippinensis* Pet. e *Macrophoma corchori* Sawada. (AGARWAL, 2010; MIHAIL, 1992). O gênero *Macrophomina* é caracterizado pela produção de estruturas como picnídios e microescleródios. São parasitas facultativos e colonizam o hospedeiro inter e intracelularmente. Os microescleródios são comumente a fonte primária de inóculo no campo, estas estruturas permitem que o fungo sobreviva em condições ambientais desfavoráveis e na ausência de um hospedeiro suscetível (AGARWAL, 2010; GUPTA; SHARMA; RAMTEKE. 2012; NDIAYE, 2007).

Este patógeno é disperso principalmente via solo e através de sementes. *M. phaseolina* é considerado um fungo cosmopolita e apresenta uma ampla gama de hospedeiros, podendo infectar mais de 500 espécies de plantas cultivadas e selvagens. (KHAN *et al.*, 2017; NDIAYE, 2007). Entre estas plantas destacam-se feijão-caupi, algodão (*Gossypium hirsutum* L.), amendoim (*Arachis hypogaea* L.), batata (*Solanum tuberosum* L.), feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.), melão (*Cucumis melo* L.), milho (*Zea mays* L.), soja (*Glycine max* (L.) Merril.) e sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench.) (ISLAM *et al.*, 2012; MIHAIL, 1992). O patógeno é considerado mais agressivo em regiões de climas áridos e semiáridos, com período de seca mais prolongado e temperaturas elevadas (ISLAM *et al.*, 2012; SALEH *et al.*, 2010). Em alguns países do continente africano a *M. phaseolina* causa uma perda média de 10% no rendimento do feijão-caupi (SARR *et al.*, 2014). Porém, quando as condições são favoráveis para o crescimento do patógeno, e dependendo da cultivar plantada, infecções podem resultar em danos de 100% da produção (GOMES-SILVA *et al.*, 2017).

A colônia de *M. phaseolina* possui micélio aéreo abundante, com coloração variando de preto, marrom ou cinza e torna-se escura com avanço do seu desenvolvimento. As hifas são ramificadas, septadas e hialinas quando jovens mudando para uma cor marrom ou preta com o passar do tempo. Os microescleródios são formados a partir do agrupamento de hifas. Estes são de cor preta e seu tamanho varia com o hospedeiro (50-150 µm). Os picnídios variam de marrom escuro a preto, solitários ou agregados, globosos ou achatados medindo entre 100 a 200 µm de diâmetro, estas estruturas raramente são produzidas em meio de cultura. Os conídios hialinos, asseptado, reto com formato cilíndrico a fusiforme, paredes finas e liso. (PHILLIPS *et al.*, 2013; KAUR *et al.*, 2012).

O fungo *M. phaseolina*, penetra na parede celular da planta por pressão mecânica ou pela secreção de uma série de enzimas e fitotoxinas degradantes da parede celular. Entre as enzimas produzidas pela *M. phaseolina*, as pectinases, xilanases, celulasas e proteases, são

consideras as mais importantes durante o processo de infecção. (ISLAM *et al.*, 2012; KHAN *et al.*, 2017).

Métodos de inoculação

A inoculação representa a transferência do inóculo do patógeno do local ao qual foi produzido para o local onde irá iniciar o processo de infecção e colonização no hospedeiro (CRUCIOL; COSTA, 2018). Para avaliação e seleção de genótipos visando à identificação de fontes de resistência à doença, é fundamental desenvolver e padronizar metodologias de inoculação que permitam avaliar a resistência com maior facilidade, precocidade e, preferencialmente, com baixo custo (COTA *et al.*, 2010; KOBAYASHI, 2018; MELO, 2014). De acordo com Athayde Sobrinho *et al.* (2003), existe uma grande dificuldade de inocular *M. phaseolina* em plantas de feijão-caupi devido à ausência de produção de conídios em meio de cultura. Assim, é necessário se adotar estratégias alternativas de inoculação de *M. phaseolina* como a utilização de substratos de arroz, substrato areno-orgânico e palito de dente (AMARAL; NORONHA; DAMASCENO-SILVA, 2016; LIMA, 2019; NORONHA *et al.* 2010; NASCIMENTO, 2018).

Em trabalho realizado por Medeiros *et al.* (2015) foram avaliados dois métodos de inoculação de *Rhizoctonia solani* e *M. phaseolina* em meloeiro, e concluíram que o método de inoculação com palito de dente foi mais eficiente. Lima *et al.*, 2014, testaram quatro métodos de inoculação de *M. phaseolina* em feijão-caupi, e observaram diferenças significativas entre os métodos de inoculação avaliados, concluindo que o método de inoculação com sementes de crotalária colonizadas com o patógeno foi o mais eficiente em causar sintomas da doença em feijão-caupi.

Os objetivos desse trabalho foram: i) determinar a agressividade de isolados de *M. phaseolina* em feijão-caupi; ii) selecionar um método de inoculação do patógeno em feijão-caupi e iii) avaliar a reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi ao patógeno.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGARWAL, D. K. *Macrophomina*: taxonomy, ecology, diseases and their management. In: MUKERJI, K. G.; MANOHARACHARY, C. (ed.). **Taxonomy and ecology of Indian fungi**. New Dehli: IK International Publishing House, 2010. p. 59-78.
- ALMEIDA, A. M. R.; SEIXAS, C. D. S.; FARIAS, J. R. B.; OLIVEIRA, M. C. N.; FRANCHINI, J. C.; DEBIASI, H.; COSTA J. M.; GAUDÊNCIO, C. D. A. ***Macrophomina phaseolina* em soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2014. 55 p. (Embrapa Soja. Documento, 346).
- AMARAL, A. G. G.; NORONHA, M. A.; DAMASCENO-SILVA, K. J. Avaliação da resistência de genótipos de feijão-caupi a *Macrophomina phaseolina*. In: CONGRESSO NACIONAL DE FEIJÃO-CAUPI, 4., 2016, Sorriso, MT. **Anais...** Brasília, DF: Embrapa, 2016. p. 48.
- ARAÚJO, E. R.; OLIVEIRA, L. G.; LEÃO, M. P. C.; SANTANA, S. R. A.; COSTA, A. F. Principais doenças do feijão-caupi. **Cadernos do Semiárido**, Recife, n. 17, p. 45-54, 2020.
- ARAÚJO, L. B. R.; PINHEIRO, M. S.; FIEGE, L. B. C.; BERTINI, C. H. C. M.; DOVALE, J. C. Agronomic potential and genetic diversity of landraces of cowpea of the state of Ceará. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 32, p. 698-708, 2019.
- ATHAYDE SOBRINHO, C. Principais doenças do feijão-caupi no Brasil. In: BASTOS, E. A. (ed.). **A cultura do feijão-caupi no Brasil**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2016. p. 44-67.
- AMBRÓSIO, M. M. Q.; DANTAS, A.C. A.; MARTÍNEZ-PEREZ, E.; MEDEIROS, A. C.; NUNES, G. H. S.; PICÓ, M. B. Screening a variable germplasm collection of Cucumis melo L. for seedling resistance to *Macrophomina phaseolina*. **Euphytica**, Dordrecht, v. 206, n. 2, p. 287-300, 2015.
- ATHAYDE SOBRINHO, C.; BRUNELLI, K.; CAVALCANTI, L. S.; FERREIRA, P. T.O.; MENTEN, J.O. Efeito de discos foliares de diferentes hospedeiros sobre a esporulação de *Macrophomina phaseolina*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.29, n. 1, p.79, 2003.
- ATHAYDE SOBRINHO, C.; VIANA, F. M. P.; SANTOS, A. A. Doenças fúngicas e bacterianas. In: FREIRE FILHO, F. R.; LIMA, J. A. A.; RIBEIRO, V. Q. (ed.). **Feijão-caupi: avanços tecnológicos**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. p. 461-484.
- ATHAYDE SOBRINHO, C. **Patossistema caupi x *Macrophomina phaseolina*: método de detecção em sementes, esporulação e controle do patógeno**. 2004. 147f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- BEZERRA, M. J. M.; FREITAS JÚNIOR, S. P.; SANTOS, P. R. A.; FEITOSA, E. O.; SILVA, L. S. Desempenho agrônomo de cultivares crioulos do feijão caupi para a região do cariri cearense. **Revista Brasileira de Agricultura Irrigada**, Fortaleza, v. 11, n. 7, p. 2022-2030, 2017.
- BIANCHINI, A.; MARIGONI, A.C.; CARNEIRO, S. M. T. P. G.; Doenças do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4. ed. São Paulo: Ceres, 2005. v. 2, p. 333-349.

CORREIA, K. C.; MICHEREFF, S. J. Fundamentos e desafios do manejo de doenças radiculares causadas por fungos. In: LOPES, U. P.; MICHEREFF, S. J. (ed.). **Desafios do manejo de doenças radiculares causadas por fungos**. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, 2018. p. 1-16.

CARDOSO, J. E. **Doenças do feijoeiro causadas por patógenos de solo**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 1990. 30 p. (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, 30).

CASAÑAS, F.; SIMÓ, J.; CASALS, J.; PROHENS, J. Toward an evolved concept of landrace. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, n. 1, p. 1-7, 2017.

CASELA, C. R. Variabilidade genética de patógenos e resistência de cultivares. In: SEMINÁRIO NACIONAL DE MILHO SAFRINHA, 8., 2005. Campinas. **Anais ...** Campinas: Instituto Agrônomo de Campinas, 2005. p. 189-194.

CHAUKE, S. H.; KRITZINGER, Q. *Vigna unguiculata*. In: LALL, N. (ed.). **Under explored medicinal plants from Sub-Saharan Africa**. Cambridge: Academic Press, 2020. p. 287-293.

CLAUDINO, M. R. **Métodos de inoculação de *Macrophomina phaseolina* em mamoneira visando à seleção de genótipos resistentes**. 2013. 30f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Universidade Estadual da Paraíba, Campina Grande.

COELHO, R. S. B. Doenças fúngicas do caupi. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DO CAUPI, 5., 2001, Teresina. **Anais ...** Teresina: Embrapa Meio Norte, 2001. p. 321-322.

COELHO NETO, R. A. **Metodologia e avaliação da resistência de feijoeiro a podridão cinzenta do caule, em laboratório e casa de vegetação**. 1994. 54f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

COELHO, C. M. M.; MOTA, M. R.; SOUZA, C. A.; MIQUELLUTI, D. J. Potencial fisiológico em sementes de cultivares de feijão crioulo (*Phaseolus vulgaris* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 32, n. 1, p. 97-105, 2010.

COTA, L. V.; COSTA, R. V.; GUIMARAES, P. E.; GUIMARAES, L. J. M.; PARENTONI, S. N.; PACHECO, C. A. P.; SILVA, D. D.; PARREIRA, D. F. **Métodos de inoculação de *Colletotrichum graminicola* em colmo de milho**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2010. 7 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular Técnica, 137).

CRUCIOL, G. C. D.; COSTA, M. L. N. Influência de metodologias de inoculação de *Macrophomina phaseolina* no desempenho de cultivares de soja. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 44, n. 1, p. 32-37, 2018.

DUTRA, A. S.; TEÓFILO, E. M. Envelhecimento acelerado para avaliar o vigor de sementes de feijão-caupi. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 29, n. 2, p. 193-197, 2007.

DWIVEDI, S. L.; CECCARELLI, S.; BLAIR, M. W.; UPADHYAYA, H. D.; ARE, A. K.; ORTIZ, R. Landrace Germplasm for Improving Yield and Abiotic Stress Adaptation. **Trends in Plant Science**, London, v. 21, n. 1, p. 31-42, 2016.

EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO. **Dados conjunturais da produção de feijão comum (*Phaseolus vulgaris* L.) e caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp) no Brasil (1985 a 2019): área, produção e rendimento**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2020. Disponível em: <<http://www.cnpaf.embrapa.br/socioeconomia/index.htm>>. Acesso em: 21 jan. 2021.

EHLERS, J. D.; HALL, A. E. Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp). **Field Crops Research**, Amsterdam, v.53, n. 2, p.187-204, 1997.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). **Faostat**. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC/visualize>>. Acesso em: 21 jan. 2021.

FREIRE FILHO, F. R.; CARDOSO, M. J.; ARAÚJO, A. G. Caupi: nomenclatura científica e nomes vulgares. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 18, n. 12, p. 1369-1372, 1983.

FREIRE FILHO, F. R.; COSTA A. F. Feijão-caupi: classificação botânica e Importância. **Cadernos do Semiárido**, Recife, n. 17, p.17-20.

FREIRE FILHO, F. R. Origem, evolução e domesticação do caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.). In: ARAÚJO, J. P. P.; WATT, E.E. (org.). **O caupi no Brasil**. Goiânia: EMBRAPA-CNPAF/ Ibadan: IITA, 1988. p. 25-46.

FREIRE FILHO, F. R.; RIBEIRO, V. Q.; CARDOSO, M. J.; AZEVEDO, J. N.; RAMOS, S. R. R.; ROCHA, M. M.; SILVA, K. J. D. **Coleção ativa de germoplasma de feijão-caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) e de outras espécies do gênero *Vigna*, da Embrapa Meio-Norte, no período de 1976 a 2003**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2011b. 125 p.

FREIRE FILHO, F. R.; RIBEIRO, V. Q.; ROCHA, M. M.; SILVA, K. J. D.; NOGUEIRA, M. S. R.; RODRIGUES, E. V. **Feijão-caupi no Brasil: produção, melhoramento genético, avanços e desafios**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2011a., 84 p.

FROTA, K. M. G.; SOARES, R. A. M.; ARÊAS, J. A. G. Composição química do feijão caupi (*Vigna unguiculata* L. Walp), cultivar BRS-Milênio. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 28, n. 2, p. 470-476, 2008.

GOMES-SILVA, F.; ALMEIDA, C. M. A.; SILVA, A. G.; LEÃO, M. P. C.; SILVA, K. P.; OLIVEIRA, L. G.; SILVA, M. V.; COSTA, A. F.; LIMA, V. L. M. Genetic diversity of isolates of *Macrophomina phaseolina* associated with cowpea from Brazil semi-arid region. **Journal of Agricultural Science**, Ottawa, v. 9, n. 11, p. 112-116, 2017.

GUPTA, G. K.; SHARMA, S. K.; RAMTEKE, R. Biology, epidemiology and management of the pathogenic fungus *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid with special reference to charcoal rot of soybean (*Glycine max* (L.) Merrill). **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 160, n. 4, p. 167-180, 2012.

ISLAM. S.; HAQUE, S.; ISLAM M. M.; EMDAD, E. M.; HALIM, A.; HOSEN, Q. M.; HOSSAIN, Z.; AHMED, B.; RAHIM, S.; RAHMAN, S.; ALAM, M.; HOU, S.; WAN, X.; SAITO, J. A.; ALAM, M. Tools to kill: Genome of one of the most destructive plant pathogenic fungi *Macrophomina phaseolina*. **BMC Genomics**, Chichester, v. 13, p. 493-509, 2012.

KAUR, S.; DHILLON, G. S.; BRAR, S. K.; VALLAD, G. E.; CHAND, R.; CHAUHAN, V. B. Emerging phytopathogen *Macrophomina phaseolina*: biology, economic importance and current diagnostic trends. **Critical Reviews in Microbiology**, Boca Raton, v. 38, n. 2, p. 136-151, 2012.

KHAN, A. N.; SHAIR, F.; MALIK, K.; HAYAT, Z.; KHAN, M. A.; HAFEEZ, F. Y.; HASSAN, M. N. Molecular Identification and Genetic Characterization of *Macrophomina*

phaseolina strains causing pathogenicity on sunflower and chickpea. **Frontiers in Microbiology**, Lausanne, v. 8, n. 1, p. 1-11, 2017.

KOBAYASHI, B. F. **Metodologia de inoculação de *Didymella bryoniae* em meloeiro visando à seleção de genótipos resistentes**. 2018. 35f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal.

LIMA, L. R. L. **Cruzamentos dialélicos para resistência a *Macrophomina phaseolina* e a *Thanatephorus cucumeris* em feijão-caupi**. 2015. 65f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal do Piauí, Teresina.

LIMA, L. R. L.; SOUSA, C. M. B.; TORRES, M. H. R. M.; NORONHA, M. A.; LOPES, A. C. A.; SILVA, K. Reação de germoplasma de feijão-caupi de porte prostrado à *Macrophomina phaseolina* (TASSI) GOID. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE RECURSOS GENÉTICOS, 2., 2012, Belém, PA. **Anais ...** Brasília: Sociedade Brasileira de Recursos Genéticos, 2012b.

LIMA, L. R. L.; NORONHA, M. A.; SILVA, K. J. D.; LOPES, A. C. A.; ROCHA, M. M. Influência de metodologia de inoculação e da concentração de inóculo de *Macrophomina phaseolina* no desenvolvimento da podridão cinzenta do caule em feijão-caupi. In: CONGRESSO NACIONAL DE FEIJÃO-CAUPI, 3., 2013, Recife. **Anais ...** Recife: IPA, 2013. p. 1-5.

LIMA, W. N. **Patogenicidade de *Macrophomina* spp. provenientes de plantas daninhas frente a leguminosas e gramíneas**. 2019. 38f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró.

LOBO JUNIOR, M.; WENDLAND, A.; COSTA, J. L. S. Doenças com origem no solo. In: GONZAGA, A. C. O. (ed.). **Feijão: O produtor pergunta, a Embrapa responde**. Brasília: Embrapa, 2014. v. 1, Cap. 10, p. 127-151.

MACHADO, C. F.; TEIXEIRA, N. J. P.; FREIRE FILHO, F. R.; ROCHA, M. M.; GOMES, R. L. F. Identificação de genótipos de feijão-caupi quanto à precocidade, arquitetura da planta e produtividade de grãos. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 39, n. 1, p. 114-123, 2008.

MACHADO, A. R.; PINHO, D. B.; SOARES, J. D.; GOMES, A. A. M.; PEREIRA, O. L. Bayesian analyses of five gene regions reveal a new phylogenetic species of *Macrophomina* associated with charcoal rot on oilseed crops in Brazil. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 153, n. 1, p. 89-100, 2018.

MEDEIROS, A. C.; MELO, D. R. M.; AMBRÓSIO M. M. Q.; NUNES, G. H. S.; COSTA, J. M. Métodos de inoculação de *Rhizoctonia solani* e *Macrophomina phaseolina* em meloeiro (*Cucumis melo*). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 41, n. 4, p. 281-286, 2015.

MELO, D. R. M. **Métodos de inoculação, reação de acessos e herança da resistência do meloeiro a *Rhizoctonia solani***. 2015. 99f. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró.

MELO, B. A.; MOLINA-RUGAMA, A. J.; LEITE, D. T.; GODOY, M. S.; ARAÚJO, E. L. Bioatividade de pós de espécies vegetais sobre a reprodução de *Callosobruchus maculatus*

(Fabr. 1775) (Coleoptera: Bruchidae). **Bioscience Journal**, Uberlândia, v.30, n. 3, p. 346-353, 2014.

MICHEREFF, S. J.; PERUCH, L. A.; ANDRADE, D. E. G. T. Importância dos patógenos e das doenças radiculares em solos tropicais. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. (ed.). **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco - Imprensa Universitária, 2005. p. 1-18.

MIHAIL, J. D. *Macrophomina*. In: SINGLETON, L. L.; MIHAIL, J. D.; C. M. RUSH, C. M. (ed.). **Methods for research on soilborne phytopathogenic fungi**. Minnesota: APS Press, 1992; p. 134-136.

NASCIMENTO, L. V. **Potencial de inóculo para patogenicidade de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. em meloeiro**. 2018. 35f. Monografia (graduação em Agronomia) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró.

NDIAYE, M. **Ecology and management of charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) on cowpea in the Sahel**. 2007. 114 f. Thesis (PhD in Production Ecology and Resource Conservation) – Wageningen University, Wageningen, The Netherlands.

NECHET, K. L.; HALFELD-VIEIRA, B. A. **Ocorrência do fungo *Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi no estado de Roraima**. Boa Vista: Embrapa Roraima, 2005. 8 p. (Embrapa Roraima. Comunicado Técnico, 2).

NEGREIROS, A. M. P.; SALES JÚNIOR, R.; LEÓN, M.; MELO, N. J.; MICHEREFF, S. J.; AMBRÓSIO, M. M.; MEDEIROS, H. L.; ARMENGOL, J. Identification and pathogenicity of *Macrophomina* species collected from weeds in melon fields in Northeastern Brazil. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 167, n. 6, p. 326-337, 2019.

NORONHA, M. A.; GONÇALVES, S. R.; SILVA, H. K.; SILVA, K. J. D. Reação de genótipos de feijão-caupi a *Macrophomina phaseolina*. **Tropical Plant Pathology**, Fortaleza, v. 35, supl., S213, 2010.

NORONHA, M. A.; SILVA, K. J. D.; GONÇALVES, S. R.; LIMA, L. R. L **Avaliação da resistência de genótipos de feijão-caupi a *Macrophomina phaseolina***. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2012. 4 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Comunicado Técnico, 126).

OLIVEIRA, G. S.; LEITE, A. S.; SANTOS, J. C. S.; MENDONÇA, T. H. C.; OLIVEIRA, O. F. S. Caracterização morfoagronômica de variedades crioulas de feijão-caupi em diferentes sistemas de cultivo. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DAS CIÊNCIAS AGRÁRIAS, 5. 2020. **Anais...** Recife: IFPE – Campus Vitória de Santo Antão, 2020. p. 1-14.

PEREIRA, P. A. A.; PELOSO, M. J. C.; COSTA, J. G. C.; FERREIRA, C. M.; YOKOYAMA, L. P. Produto feijão: perspectivas de produção, do consumo e do melhoramento genético. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISAS DO CAUPI, 5., 2001, Teresina. **Anais ...** Teresina: Embrapa Meio Norte, 2001. p. 307-311.

PHILLIPS, A. J. L.; ALVES, A.; ABDOLLAHZADEH, J.; SLIPPERS, B.; WINGFIELD, M. J.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. The Botryosphaeriaceae: genera and species known from culture. **Studies in Mycology**, Utrecht, v. 76, n. 1, p. 51-167, 2013.

PIO-RIBEIRO, G.; ASSIS FILHO, F. M.; ANDRADE, G. P. Doenças do caupi (*Vigna unguiculata*). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO,

L.E.A.; REZENDE, J.A.M. (org.). **Manual de Fitopatologia**: doenças das plantas cultivadas. 5. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v. 2, p. 215-222.

POLTRONIERI, L. S.; TRINDANE, D. R.; SILVA, J. F. de A. F. **Principais doenças do feijão-caupi (*Vigna Unguiculata* (L.) Walp.) no Pará e recomendações de controle**. Belém: Embrapa Trópico Úmido, 1994. 24p. (Embrapa Trópico Úmido. Documentos, 75).

ROCHA, M. M.; DAMASCENO-SILVA, K. J.; MENEZES JUNIOR, J. A. N. Importância econômica. In: BASTOS, E. A. (ed.). **Cultivo de feijão-caupi**. Brasília: Embrapa, 2017a. (Versão eletrônica: Sistemas de Produção, 2).

RIOS, G. P. Doenças fúngicas e bacterianas do caupi. In: ARAUJO, J. P.; WATT, E.E. (ed.). **O caupi no Brasil**. Brasília: EMBRAPA-IITA, 1988. p. 549- 589.

ROCHA, M. M.; DAMASCENO E SILVA, K. J.; FREIRE FILHO, F. R.; MENEZES JUNIOR, J. A. N. Cultivares: In: BASTOS, E. A. **Cultivo de feijão-caupi**. Brasília, DF: Embrapa, 2017b. (Versão eletrônica: Sistemas de Produção, 2).

ROCHA, D. F.; OLIVEIRA, G. M.; ALMEIDA, L. R. C.; PEREIRA, A.V. A.; SANTOS, G. V. S. Desempenho do feijão-caupi a densidades de plantas na região Norte da Bahia. **Agropecuária Técnica**, Areia, v. 40, n. 1, p. 48-54, 2019.

SALEH, A. A.; AHMED, H. U.; TODD, T. C.; TRAVERS, S. E.; ZELLER, K. A.; LESLIE, J. F.; GARRETT, K. A. Relatedness of *Macrophomina phaseolina* isolates from tallgrass prairie, maize, soybean and sorghum. **Molecular Ecology**, Amsterdam, v. 19, n. 1, p. 79-91, 2010.

SANTOS, A. S.; SILVA, E. D.; TAVARES, E. D.; CURADO, F. F.; SALES, J. F. S.; PEREIRA, L. **Desempenho de variedades crioulas e comerciais de feijão-macassar ou feijão-caupi no agreste paraibano**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. 8 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Comunicado Técnico, 186).

SANTOS, J. F.; GRANJEIRO, J. I. T.; BRITO, C. H.; SANTOS, M. C. C. A. Produção e componentes produtivos de variedades de feijão-caupi na microrregião cariri paraibano. **Engenharia Ambiental**, Espírito Santo do Pinhal, v. 6, n. 2, p. 214-222, 2009.

SANTOS, F. J. S.; MAGALHÃES, J. A.; FOGAÇA, F. H. S.; COSTA, N. L.; ARAÚJO NETO, R. B.; AZEVÊDO, D. M. M. R.; ALVES, A. A.; CASTRO, K. N. C. Alimentação Animal. In: CARDOSO, M. J.; BASTOS, E. A.; ANDRADE JÚNIOR, A. S.; ATHAYDE SOBRINHO, C. (ed.). **Feijão-caupi**: o produtor pergunta, a Embrapa responde. Brasília: Embrapa, 2017. v.1, p. 213-226.

SARR, M. P.; NDIAYE, M.; GROENEWALD, J.; CROUS, P. Genetic diversity in *Macrophomina phaseolina*, the causal agent of charcoal rot. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 53, n. 2, p. 250-268, 2014.

SANTANA, S. R. A.; MEDEIROS, J. E.; ANUNCIAÇÃO-FILHO, C. J.; SILVA, J. W.; COSTA, A. F.; BASTOS, G. Q. Genetic divergence among cowpea genotypes by morphoagronomic traits. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 32, p. 841-850, 2019.

SILVA, E. F. B. **Caracterização de genótipos de feijoeiro comum no estado do Espírito Santo**. 2018. 68f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre.

SILVA, K. J. D.; ROCHA, M. M.; MENEZES JÚNIOR, J. A. N. Socioeconomia. *In*: BASTOS, E. A. (ed.). **A cultura do feijão-caupi no Brasil**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2016, p. 6-12.

SILVA, F. D. A.; VASCONCELOS, I. M.; SARAIVA, K. D. C.; COSTA, J. H.; FERNANDES, C. F.; OLIVEIRA, J. T. A. The expression of the genes involved in redox metabolism and hydrogen peroxide balance is associated with the resistance of cowpea [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.] to the hemibiotrophic fungus *Colletotrichum gloeosporioides*. **Journal of Plant Physiology**, Dordrecht, v. 233, n. 1, p. 73-83, 2019.

TEÓFILO, E. M.; BERTINI, C. H. C. M.; FREIRE FILHO, F. R.; DIAS, F. T. C.; ALMEIDA, W. S. Coleção de germoplasma de feijão-caupi da Escola de Agronomia da Universidade Federal do Ceará. *In*: CONGRESSO NACIONAL DE FEIJÃO-CAUPI, 3. 2013, Recife. **Anais ...** Recife: IPA, 2013 p. 1-5.

WETZEL, M. M. V.S.; FREIRE, M.S.; FAIAD, M.G.; FREIRE, A. de B. Recursos genéticos: coleção ativa e de base. *In*: FREIRE-FILHO, F. R.; LIMA, J. A. de A. **Feijão-caupi: avanços tecnológicos**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológicas, 2005. p.159-190.

ZHAO, L.; CAI, J.; HE, W.; ZHANG, Y. *Macrophomina vaccinii* sp. nov. causing blueberry stem blight in China. **MycKeys**, Sofia, v. 55, n. 1, p. 1-14, 2019.

CAPÍTULO II

***Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi: agressividade de isolados, métodos de inoculação e reação de germoplasmas tradicionais e cultivares**

Submissão: **Ciência Rural**
Artigo Completo
Santa Maria, Brasil
JCR = 0,556 / Qualis = A4

***Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi: agressividade de isolados, métodos de inoculação e reação de germoplasmas tradicionais e cultivares**

Macrophomina phaseolina in cowpea: isolates aggressiveness, inoculation methods and reaction of landrace germoplasms and commercial cultivars

Jadson Araújo da Silva¹, Sami Jorge Michereff², Kamila Câmara Correia², Ilmar Lobo Mascarenhas², Ana Paula Oliveira de Barros¹, Silvério de Paiva Freitas Júnior², Jonas Alberto Rios^{1*}

¹Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), 52171-900, Recife, PE, Brazil. E-mail: jonasufrpe@gmail.com. *Corresponding author.

²Centro de Ciências Agrárias e da Biodiversidade, Universidade Federal do Cariri, 63130-025, Crato, CE, Brazil.

ORCID: J.A. Silva: 0000-0002-8571-3477 / S.J. Michereff: 0000-0002-2156-3502 / K.C. Correia: 0000-0001-9113-9064 / I.L. Mascarenhas: 0000-0002-6930-3531 / A.P.O. Barros: 0000-0002-2679-043X / S.P. Freitas Júnior: 0000-0001-9158-8046 / J.A. Rios: 0000-0003-1132-2892

RESUMO: A podridão cinzenta do caule, causada pelo fungo *Macrophomina phaseolina*, é uma importante doença do feijão-caupi no semiárido brasileiro. O uso de cultivares resistentes é considerada a principal estratégia de manejo dessa doença, mas até o momento não existem cultivares com elevados níveis de resistência. Diante disso, este trabalho teve como objetivos: determinar a agressividade de isolados de *M. phaseolina* em feijão-caupi, selecionar um método de inoculação do patógeno em feijão-caupi e avaliar a reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi ao patógeno. Inicialmente foi analisada a agressividade de 30 isolados de *M. phaseolina*, utilizando o método do palito de dente infestado na inoculação de plantas de feijão-caupi (cv. IPA-207). Três isolados de *M. phaseolina* foram considerados mais agressivos (CFC-220, CFC-207 e CFC-238) e usados para avaliar nove métodos de inoculação em feijão-caupi. O método baseado na infestação da cova de plantio com seis grãos de arroz colonizados pelo patógeno foi considerado o mais adequado. Este propiciou níveis de doença próximos a 50% e demonstrou estabilidade em relação aos diferentes isolados no patógeno. Finalmente, foi avaliada a reação de 65 germoplasmas tradicionais e sete cultivares comerciais de feijão-caupi

aos três isolados de *M. phaseolina*. Os níveis de resistência dos germoplasmas variaram conforme o isolado do patógeno, sendo que cinco germoplasmas (FI02, FI44, FI66, FI66 e BRS Guariba) foram altamente resistentes a pelo menos um isolado de *M. phaseolina*. Esse estudo contribui com a definição de um grupo isolados de *M. phaseolina* altamente agressivos e um método de inoculação que propicia níveis de doença adequados e estabilidade em relação aos diferentes isolados do patógeno. No entanto, a principal relevância do estudo é a identificação de fontes de resistência a *M. phaseolina* em germoplasmas tradicionais de feijão-caupi.

Palavras-chave: *Vigna unguiculata*, podridão cinzenta do caule, resistência genética.

ABSTRACT: Charcoal rot, caused by the fungus *Macrophomina phaseolina*, is an important disease of cowpea in the Brazilian semiarid region. The use of resistant cultivars is considered the main strategy for managing this disease, but there are no cultivars with high levels of resistance so far. Therefore, this work had as objectives: to determine the aggressiveness of isolates of *M. phaseolina* in cowpea, to select a method of inoculation of the pathogen, and to evaluate the reaction of traditional germplasms and cultivars of cowpea to the pathogen. Initially, the aggressiveness of 30 isolates of *M. phaseolina* was analyzed using the infested toothpick method in the inoculation of cowpea plants (cv. IPA-207). Three isolates of *M. phaseolina* were considered more aggressive (CFC-220, CFC-207 and CFC-238) and used to evaluate nine methods of inoculation in cowpea. The method based on infestation of the planting pit with six rice grains colonized by the pathogen was considered the most appropriate. It provided disease levels close to 50% and demonstrated stability concerning the different pathogen isolates. Finally, the reaction of 65 landrace germplasms and seven commercial cultivars of cowpea to the three *M. phaseolina* isolates was evaluated. The germplasm resistance levels varied according to the pathogen isolate, and five germplasms (FI02, FI44, FI66, FI66, and BRS Guariba) were highly resistant to at least one *M. phaseolina* isolate. This study contributes to the definition of a group of highly aggressive *M. phaseolina* isolates and an inoculation method that provides adequate disease levels and stability concerning the different pathogen isolates. However, the main relevance of the study is the identification of sources of resistance to *M. phaseolina* in landrace cowpea germplasms.

Key words: *Vigna unguiculata*, charcoal rot, genetic resistance,

INTRODUÇÃO

O feijão-caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) é uma leguminosa cultivada e consumida em todo o mundo, mas principalmente em regiões tropicais onde predomina a agricultura de sequeiro. Devido ao seu alto valor nutricional, pois é rico em proteínas, carboidratos, vitaminas, minerais, fibras e pobre em gorduras, o feijão-caupi é um dos principais componentes da dieta de populações ao redor do mundo (JAYATHILAKE et al., 2018). No Brasil, a produção de feijão-caupi está acima de 700 mil toneladas anuais, sendo cultivado em 1,3 milhões de hectares, com produtividade média de 545 kg ha⁻¹. A produção está concentrada na região Nordeste, sobretudo no semiárido dos estados do Piauí, Bahia e Ceará (CONAB, 2021). Apesar da rusticidade dessa leguminosa, a produtividade é prejudicada devido ao plantio em solos de baixa fertilidade, chuvas irregulares, uso de genótipos com baixo potencial genético e ocorrência de pragas e doenças (SILVA et al., 2016).

A podridão cinzenta do caule, causada pelo fungo *Macrophomina phaseolina*, (Tassi Goid.), é uma importante doença do feijão-caupi, principalmente em regiões semiáridas do Nordeste brasileiro, onde pode causar perdas de até 100% da produção, dependendo da estação de cultivo e da cultivar (ATHAYDE SOBRINHO, 2016; GOMES-SILVA et al., 2017). A doença pode se manifestar em todos os estádios de desenvolvimento do feijão-caupi. Os sintomas iniciais aparecem frequentemente no colo, atingindo, posteriormente, a raiz pivotante e as partes superiores do caule e ramos primários. Nessas são observadas lesões acinzentadas, difusas, de aspecto úmido, que evoluem para intensa podridão dos tecidos, resultando na desagregação parcial ou total do parênquima e feixes vasculares. Na superfície das lesões são muitas vezes observadas inúmeras pontuações negras - as estruturas reprodutivas do patógeno (picnídios). Arelado à desestruturação dos tecidos, sobrevêm um amarelecimento generalizado, murcha, seca e morte das plantas. Em algumas situações, quando as sementes estão infectadas por *M. phaseolina*, ou quando o solo apresenta elevadas populações do patógeno, são verificados sintomas de morte de sementes e de plântulas (ATHAYDE SOBRINHO, 2016).

O controle da podridão cinzenta do caule em feijão-caupi é muito difícil (ATHAYDE SOBRINHO et al., 2005), pois o patógeno possui elevada agressividade, combinada com a capacidade de sobrevivência no solo na ausência da planta hospedeira, transmissibilidade pelas sementes e ampla gama de hospedeiros (KAUR et al., 2012). Diante disso, a utilização de cultivares com bons níveis de resistência é a principal medida de manejo da doença (ATHAYDE SOBRINHO et al., 2005; NORONHA et al., 2012). No entanto, até o momento não existem cultivares de feijão-caupi com elevados níveis de resistência à *M. phaseolina*, sendo

fundamental a identificação de novas fontes de resistência. Alguns estudos foram realizados para a identificação de fontes de resistência à *M. phaseolina* em feijão-caupi (RODRIGUES et al., 1997b; ATHAYDE SOBRINHO, 2004; NORONHA et al., 2012; OLADIMEJI et al., 2012; LIMA et al., 2017), mas todos avaliaram cultivares comerciais ou linhagens em estádios avançados de melhoramento genético, não constatando materiais com elevados níveis de resistência ao patógeno. Estes estudos evidenciam a dificuldade de obtenção de fontes genéticas resistentes à *M. phaseolina* em cultivares comerciais ou linhagens avançadas. Nesse contexto, a prospecção de fontes de resistência em germoplasmas tradicionais de feijão-caupi pode ser uma opção.

Germoplasmas tradicionais de feijão-caupi, também denominadas crioulos, consistem em genótipos que não foram submetidos ao melhoramento genético convencional, sendo mantidos e propagados por agricultores locais. Esses germoplasmas preservam a variabilidade genética da espécie em termos de tolerância a fatores bióticos e abióticos, e podem auxiliar em programas de melhoramento para o desenvolvimento de cultivares promissoras (CARVALHO et al., 2017).

Para avaliação de germoplasmas visando a identificação de fontes de resistência a *M. phaseolina*, é fundamental utilizar isolados com elevada agressividade e padronizar o método de inoculação (MEDEIROS et al., 2015). Diferentes métodos de inoculação foram utilizados na avaliação de germoplasmas de feijão-caupi resistentes a *M. phaseolina*, incluindo imersão das sementes em suspensão de conídios do patógeno (RODRIGUES et al., 1997b), deposição de suspensão de conídios/micélio do patógeno próximo ao sistema radicular (OLADIMEJI et al., 2012), infestação do solo com grãos de arroz com casca (ATHAYDE SOBRINHO, 2004; NORONHA et al., 2012; LIMA et al., 2017), deposição de grãos de trigo colonizadas pelo patógeno no colo da planta (OLADIMEJI et al., 2012) e inserção de palito de dente infestado pelo patógeno no caule (SILVA-FILHO, 2013).

Considerando a importância da busca por fontes de resistência genética do feijão-caupi à *M. phaseolina*, a inexistência de estudos de fontes de resistência em germoplasmas tradicionais e a necessidade de metodologia de inoculação que permita a identificação de germoplasmas resistentes, este trabalho teve como objetivos: i) determinar a agressividade de isolados de *M. phaseolina* em feijão-caupi; ii) selecionar um método de inoculação do patógeno em feijão-caupi e iii) avaliar a reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi ao patógeno.

MATERIAIS E MÉTODOS

O estudo foi realizado em casa de vegetação e no Laboratório de Fitopatologia do Centro de Ciências Agrárias e da Biodiversidade, da Universidade Federal do Cariri (UFCA), campus Crato (Crato, Estado do Ceará, Brasil), no período de janeiro a dezembro de 2020.

Foram conduzidos três experimentos, nos quais foram avaliados a agressividade de isolados de *M. phaseolina*, métodos de inoculação e reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi ao patógeno. Em todos os experimentos, as sementes de feijão-caupi foram desinfestadas antes do uso em solução de NaOCl 1% por 2 min, lavadas com água corrente e secas em condições assépticas durante 45 min. As sementes foram plantadas em vasos plásticos (11 cm de diâmetro, capacidade de 0,8 kg) preenchidos com 0,7 kg de solo misturado esterco de curral (3:1, v/v), com as seguintes propriedades químicas: pH = 7,4; N = 2,48 g dm⁻³; P = 173,3 mg dm⁻³; K = 0,29 cmolc dm⁻³; Al = 0,0 cmolc dm⁻³; Ca+Mg = 4,9 cmolc dm⁻³; Na = 0,11 cmolc dm⁻³; matéria orgânica = 14,3%; condutividade elétrica = 69,0 µS cm⁻³. O solo foi esterilizado antes da distribuição nos vasos, em autoclave a 120 °C durante 60 min, em dois dias consecutivos. Após as inoculações, os vasos foram mantidos em casa de vegetação com temperatura do ar de 30,4±2,3 °C e umidade relativa do ar de 68,5±12,1%, e irrigação por aspersão com turno de rega de 30 min em dias intercalados.

Agressividade de isolados de *Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi

Neste estudo, a agressividade foi definida como um componente quantitativo da patogenicidade, ou seja, a quantidade de doença induzida por um organismo patogênico em um hospedeiro suscetível (AGRIOS, 2005). Foram utilizados 30 isolados de *M. phaseolina*, obtidos de plantas de feijão-caupi com sintomas de podridão cinzenta do caule coletadas no Nordeste brasileiro (Tabela 1) e depositados na Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos do Cariri (CFC) da UFCA. Os isolados tiveram a patogenicidade comprovada e foram identificados previamente por iniciadores específicos baseados no gene fator de alongação (EF1-α) (SANTOS et al., 2020).

A inoculação dos isolados foi realizada pelo método do palito de dente infestado. Para a preparação do inóculo, discos de micélio (5 mm de diâmetro) foram retirados da margem da colônia de cada isolado de *M. phaseolina* com sete dias de crescimento em meio batata-dextrose-ágar (BDA) a 30 °C no escuro e transferidos para centro de placas de Petri (9 cm diâmetro) contendo BDA. Em seguida, 25 pontas de palitos de dente com 1,5 cm de comprimento, previamente esterilizadas em autoclave (120 °C, por 20 min, em dois dias

consecutivos) foram distribuídas ao lado do disco de micélio na superfície do meio de cultura e as placas foram incubadas a 30 °C no escuro durante 15 dias. Após esse período, os palitos colonizados pelo fungo foram secos por 12 horas em câmara de fluxo laminar e depois transferidos para placas de Petri esterilizadas, sendo mantidas a 28 °C no escuro até a inoculação.

A inoculação foi realizada em plantas de feijão-caupi (cv. IPA-207) com 15 dias de idade, pela inserção da ponta do palito colonizado pelo fungo no caule da planta, a cerca de 2 cm acima do solo. Palitos sem o inóculo, também esterilizados em autoclave, foram utilizados como testemunha. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, com três repetições por isolado, sendo cada repetição constituída por um vaso com três plantas. Aos 15 dias após a inoculação foi avaliada a agressividade dos isolados, pela mensuração do comprimento da lesões (mm).

Métodos de inoculação de *Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi

Foram avaliados nove métodos de inoculação de *M. phaseolina* em feijão-caupi, utilizando a cultivar IPA-207. Os isolados CFC-207, CFC-220 e CFC-238 foram utilizados por apresentar maior agressividade no ensaio anterior. Os métodos de inoculação testados foram: 1) Inoculação em sementes por 48 horas e plantio em vasos; 2) Inoculação em sementes por 72 horas e plantio em vasos; 3) Inoculação em sementes pré-germinadas e plantio em vasos; 4) Inoculação pela infestação da cova de plantio com três grãos de arroz; 5) Inoculação pela infestação da cova de plantio com seis grãos de arroz; 6) Inoculação pela infestação da cova de plantio com nove grãos de arroz; 7) Inoculação pela infestação do solo com 1 grama de arroz triturado/kg de solo, 8) Inoculação pela infestação do solo com 5 gramas de arroz triturado/kg de solo e 9) Inoculação pela infestação do solo com 10 gramas de arroz triturado/kg de solo.

Inoculação em sementes e plantio em vasos: um disco de micélio do fungo foi transferido para placas de petri contendo meio BDA e KCl (1,5g KCl/100 mL de BDA), onde se obteve o potencial hídrico de -1,0 MPa (MICHEL & RADCLIFFE, 1995). Essas placas foram mantidas em incubadoras a 28 °C, sob fotoperíodo de 12 horas, por 7 dias. Após este período, as sementes de feijão-caupi foram depositadas sobre o meio de cultura por 48 e 72 horas, permitindo a colonização pelo fungo. Em seguida, as sementes foram plantadas em vasos como descrito anteriormente. Para o tratamento controle foram utilizadas sementes de feijão-caupi mantidas em meio BDA sem a presença do fungo durante os mesmos períodos.

Inoculação em sementes pré-germinadas e plantio em vasos: sementes de feijão-caupi foram transferidas para placas de Petri contendo papel de filtro esterilizado umedecido

com água esterilizada e mantidas em temperatura e luz ambiente até a emissão da radícula. As sementes germinadas foram transferidas para placas de Petri contendo o fungo crescido em meio BDA e mantidas por 10 horas. Após esse período, as sementes foram plantadas nos vasos como descrito anteriormente. Para o tratamento controle foram utilizadas sementes de feijão-caupi pré-germinadas e mantidas em meio BDA sem a presença do fungo.

Inoculação solo com arroz triturado: o inóculo foi preparado em frascos contendo substrato constituído de 30 g de arroz com casca e 25 mL de água destilada. Após a esterilização em autoclave (120 °C, 20 min) e o resfriamento, cada frasco recebeu cinco discos de micélio (5 cm) contendo o crescimento fúngico em BDA. Os frascos foram incubados em câmara de crescimento a 28 °C e fotoperíodo de 12 horas, sendo agitados diariamente para desenvolvimento uniforme do fungo no substrato. Após 15 dias, o substrato colonizado foi retirado dos frascos e acondicionado em sacos de papel para secagem a 35°C por 48 horas. Após secagem, o inóculo foi triturado em liquidificador e peneirado. Foram testadas três quantidades de inóculo para infestação do solo, sendo utilizado 1, 5 e 10 g de inóculo por kg de solo. O arroz triturado foi incorporado ao solo, que depois foi submetido à agitação em saco plástico. Para o tratamento controle foram utilizados grãos de arroz sem crescimento do fungo e triturados. A semeadura do feijão-caupi foi realizada sete dias após a infestação do solo.

Inoculação da cova de plantio com grãos de arroz: o inóculo foi produzido em grãos de arroz como descrito anteriormente. Após a secagem, os grãos de arroz foram depositados na cova de plantio, nas quantidades de 3, 6 e 9 grãos de arroz. Para o tratamento controle foram utilizados grãos de arroz esterilizados e sem crescimento do fungo. O plantio do feijão-caupi foi realizado imediatamente após a infestação do solo.

Para todos os métodos de inoculação, a estimativa da severidade da podridão cinzenta do caule foi realizada aos 20 dias após a inoculação com o auxílio de uma escala de notas de 0 a 5, em que: 0 = ausência de sintomas; 1 = lesões limitadas aos tecidos cotiledonares; 2 = lesões radiculares, cotiledonares e/ou alcançando os tecidos do hipocótilo em aproximadamente 2,0 cm; 3 = lesões acima de 2,0 cm de comprimento na região do colo da planta; 4 = caule com todo o seu diâmetro colonizado pelo fungo e/ou com presença de picnídios; 5 = sementes não germinadas e tombamento de plântulas (NORONHA et al., 2012). Com os dados foi calculado o índice de severidade da doença (ISD) por vaso, pela expressão: $ISD = (\sum f(v)/N \cdot X) \cdot 100$, onde f = número de plantas com um determinado nível da escala de notas, v = nível da escala observado, N = número total de plantas avaliadas e X = nível máximo da escala (MCKINNEY, 1923).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em arranjo fatorial 9x3, representado por nove métodos de inoculação (quatro métodos com variações na densidade do

inóculo dentro do método) e três isolados de *M. phaseolina*, com seis repetições, sendo cada repetição constituída por um vaso com quatro plantas.

Reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi à *Macrophomina phaseolina*

Uma coleção de 72 germoplasmas de feijão-caupi foi avaliada em relação a resistência à *M. phaseolina* (Tabela 4), sendo 65 germoplasmas tradicionais e sete cultivares recomendadas para o Nordeste brasileiro (ROCHA et al., 2017). Os germoplasmas tradicionais foram coletados em feiras livres, casas de sementes e propriedades rurais em municípios localizados nas regiões semiáridas dos estados de Ceará e Pernambuco, e preservados no Banco de Germoplasmas do Laboratório de Recursos Genéticos Vegetais da UFCA.

Foram utilizados três isolados de *M. phaseolina* (CFC-207, CFC-220 e CFC-238) selecionados previamente como mais agressivos e a inoculação foi realizada pelo método de infestação do solo com 6 grãos de arroz colonizados com o patógeno, como descrito anteriormente. As plantas foram avaliadas aos 20 dias após a inoculação como descrito no ensaio de avaliação de métodos de inoculação. Com os dados de severidade foi calculada a reação média de cada genótipo pela soma das notas de cada planta e divisão pelo número total de plantas avaliadas. Esse valor foi utilizado para discriminar os germoplasmas em cinco classes de reação aos isolados do patógeno: 0 = semelhante à imune (SI); 0,1-1,0 = altamente resistente (AR); 1,1-2,0 = medianamente resistente (MR); 2,1-3,0 = medianamente suscetível (MS); 3,1-4,0 = suscetível (SU); 4,1-5,0 = altamente suscetível (AS) (NORONHA et al., 2012). O delineamento experimental foi em blocos casualizados, em arranjo fatorial 72x3, representado por 72 genótipos de feijão-caupi e três isolados de *M. phaseolina*, com quatro repetições de cada germoplasma, sendo cada repetição constituída por um vaso com cinco plantas.

Análise dos dados

Os dados dos experimentos de agressividade e métodos de inoculação foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ($P=0,05$), com o auxílio do programa AgroEstat (BARBOSA & MALDONADO JÚNIOR, 2015).

RESULTADOS

Agressividade de isolados de *Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi

Todos os 30 isolados de *M. phaseolina* foram patogênicos às plantas de feijão-caupi (cv. IPA-7), induzindo sintomas de lesões no caule, inicialmente marrom escuras, difusas e de aspecto úmido, que depois se tornaram acinzentadas e com intensa podridão dos tecidos, algumas vezes levando à morte da planta. Em alguns casos foi constatada a formação de picnídios sobre as lesões. As plantas testemunhas não apresentaram sintomas.

Houve diferença significativa ($P \leq 0,05$) entre o isolados de *M. phaseolina* em relação aos níveis de doença induzidos, sendo constatadas lesões nos caules de feijão-caupi com comprimentos variando de 10,9 mm a 122,6 mm. Pelo teste de agrupamento de Scott-Knott foi possível a distinção de cinco grupos de isolados de *M. phaseolina*, com diferentes níveis de agressividade (Tabela 1). O grupo de maior agressividade foi formado apenas pelo isolado CFC-220, seguido do segundo grupo, composto por dois isolados (CFC-207 e CFC-238). O terceiro grupo foi representado por 11 isolados, que apresentaram lesões entre 73,7 e 45,6 mm. O quarto grupo foi constituído por cinco isolados e o quinto grupo, menos agressivo, por 11 isolados. Com base nesses resultados, os isolados CFC-220, CFC-207 e CFC-238, que demonstraram maior agressividade, foram selecionados para os testes envolvendo métodos de inoculação e reação de germoplasmas.

Métodos de inoculação de *Macrophomina phaseolina* em feijão-caupi

Todos os métodos de inoculação dos três isolados de *M. phaseolina* testados foram eficientes na indução de sintomas nas plantas de feijão-caupi, com níveis de severidade da doença variando entre 42,5% e 100%. A análise de variância mostrou interação significativa entre métodos de inoculação e isolados do patógeno (Tabela 2).

O método da deposição das sementes de feijão-caupi por 48 e 72 horas em meio de cultura contendo *M. phaseolina* resultou nos maiores níveis de severidade da doença (91,7% a 100%), com diferenças significativas ($P \leq 0,05$) observadas apenas entre CFC-238 e os outros dois isolados (Tabela 2). Com os demais métodos de inoculação foi possível discriminar diferentes níveis de severidade da doença, que variaram entre 85,8% a 42,5%, sendo que no caso da inoculação de sementes pré-germinadas e infestação do solo com 1 g de arroz triturado houve diferença significativa entre os isolados.

Com relação aos métodos de inoculação utilizando arroz triturado distribuído no solo e grãos de arroz depositados na cova de plantio, constatou-se que houve um aumento da severidade da doença com o incremento da densidade do (Tabela 2).

Nos métodos de inoculação de sementes pré-germinadas, infestação do solo com 5 e 10 gramas de arroz triturado e infestação da cova de plantio com 9 grãos de arroz foram constatados, na maioria das situações, níveis de severidade da doença superiores a 60%. Por outro lado, com a infestação da cova de plantio com 3 grãos de arroz os níveis de severidade variaram entre 42,5% e 44,2%. Somente a infestação da cova de plantio com 6 grãos de arroz propiciou níveis de severidade próximos a 50% para os três isolados de *M. phaseolina*, sem diferirem entre si. Diante desses resultados, esse método de inoculação foi selecionado para a análise da reação de germoplasmas.

Reação de germoplasmas tradicionais e cultivares de feijão-caupi à *Macrophomina phaseolina*

As plantas testemunhas de todos os genótipos germinaram e não apresentaram sintomas da doença. Nenhum dos 72 germoplasmas de feijão-caupi apresentou reação semelhante a imunidade (I) ou alta suscetibilidade (AS) a *M. phaseolina*, independentemente do isolado. As demais reações apresentadas pelos germoplasmas, na maioria das situações, variaram conforme o isolado do patógeno (Tabela 4). Somente cinco germoplasmas foram altamente resistentes (AR) a pelo menos um isolado de *M. phaseolina*, sendo um germoplasma em relação ao isolado CFC-207 (FI63), um em relação a CFC-220 (FI02) e três em relação a CFC-238 (FI44, FI66 e BRS Guariba). As demais reações desses germoplasmas aos isolados foram classificadas como medianamente resistentes (MR).

Entre as cultivares comerciais de feijão-caupi, somente BRS Guariba se destacou, apresentando reação AR em relação ao isolado CFC-238 e MR em relação aos isolados CFC-207 e CFC-220. Nas demais cultivares comerciais as reações variaram de MR e SU, conforme o isolado de *M. phaseolina* (Tabela 4).

A maioria dos germoplasmas se comportou como medianamente resistentes (MR) ao patógeno, com 65,3%, 56,9% e 54,2% em relação aos isolados CFC-207, CFC-220 e CFC-238, respectivamente. A frequência de germoplasmas apresentando a reação MS variou entre 30,6% (CFC-207) e 41,7% (CFC-220). Por outro lado, a frequência de germoplasmas com a reação SU foi baixa, variando entre 0% (CFC-220) e 5,6% (CFC-238) (Figura 1).

DISCUSSÃO

O uso de cultivares com bons níveis de resistência é considerada a estratégia mais eficaz no manejo da podridão cinzenta do caule em feijão-caupi, motivo pelo qual é imprescindível a identificação de fontes de resistência ao patógeno (NORONHA et al., 2012). Nesse estudo, antes da avaliação de germoplasmas de feijão-caupi para identificação de fontes de resistência à *M. phaseolina*, foi analisada a agressividade dos isolados e selecionado um método de inoculação. Esses procedimentos seguiram as diretrizes utilizadas na seleção de germoplasmas resistentes às doenças, em que é considerado importante a realização de estudos prévios envolvendo a análise da agressividade dos isolados do patógeno (SUASSUNA et al., 2004; MIORINI et al., 2019) e de métodos de inoculação (ATIBALENTJA et al., 1997; ENGLE et al., 2003; MESTERHÁZY et al., 2012; MEDEIROS et al., 2015; CRUCIOL & COSTA, 2017).

Todos os isolados de *M. phaseolina* foram capazes de causar sintomas em plantas de feijão-caupi (cv. IPA-207), mas CFC-220, CFC-207 e CFC-238 foram considerados mais agressivos por causarem maiores tamanhos de lesões. Portanto, em condições ambientais semelhantes e mesmo nível de resistência do hospedeiro, este maior desenvolvimento da lesão refletiu a capacidade de colonização por estes isolados. A agressividade de um patógeno pode ser definida como a capacidade relativa dos indivíduos de uma população colonizar o hospedeiro e causar danos (SHURTLEFF & AVERRE, 1997). Pesquisas envolvendo a agressividade de isolados pertencentes aos locais ou regiões onde os cultivos serão realizados, como no presente estudo, são fundamentais para a seleção de germoplasmas resistentes à doença (WILLBUR et al., 2017).

A constatação de isolados de *M. phaseolina* obtidos de feijão-caupi no Nordeste brasileiro com diferentes níveis de agressividade assemelha-se ao observado em estudos recentes envolvendo outros hospedeiros (RAYATPANAH et al., 2012; KAUR et al., 2013; CLAUDINO & SOARES, 2014; SEXTON et al., 2016) e indica a ocorrência de variações genéticas nas populações do patógeno (MILGROOM, 2015).

A seleção dos isolados de *M. phaseolina* que demonstraram maior agressividade (CFC-220, CFC-207 e CFC-238) para posterior utilização na análise de reação de germoplasmas de feijão-caupi se justifica pela importância dessa escolha em estudos de resistência genética com esse patógeno (MEDEIROS et al., 2015).

Para a análise da agressividade dos isolados de *M. phaseolina* foi adotado o método do palito colonizado pelo patógeno. Esse método é pouco usado em feijão-caupi (SILVA-FILHO, 2013), mas vem sendo frequentemente utilizado para inoculação de *Macrophomina* em vários hospedeiros (MAHMOUDI; GHASHGHAIE, 2012; FUHLBOHM et al., 2013; MEDEIROS et

al., 2015; KOIKE et al., 2016; ISHIKAWA et al., 2018)). A inoculação com palito colonizado permite que uma quantidade relativamente constante de inóculo fique em contato direto com o tecido hospedeiro, reduzindo a possibilidade de escape e de contaminação com outro patógeno (MEDEIROS et al., 2015). Esse método tem sido muito útil em estudos de agressividade de *M. phaseolina*, mas com limitações em estudos envolvendo a seleção de germoplasmas resistentes.

A principal crítica ao método do palito é quanto à sua invasividade, pois sua inserção no caule causa a ruptura da parede celular, uma importante barreira estrutural de resistência, acarretando a não seleção de germoplasmas com níveis medianos de resistência (EDMUNDS et al., 1964). A degradação da parede celular do hospedeiro por *M. phaseolina* se deve à ação das enzimas polyglacturonase e celulase (KAUR et al., 2012), mas com a ruptura da parede celular pelo palito, a penetração do fungo está assegurada e não depende da ação enzimática. Outra crítica ao método do palito é por não simular o processo de infecção natural de *M. phaseolina*, que se inicia nas raízes e se espalha para o caule (EDMUNDS et al., 1964).

O método de inoculação eficiente de um patógeno em uma planta hospedeira, deve permitir o desenvolvimento e a expressão dos sintomas da doença, sem, contudo, impedir a manifestação dos mecanismos de resistência constitutivos ou induzidos, decorrentes da resistência intrínseca de cada material genético (VIGOUROUX et al., 1999; MESTERHÁZY et al., 2011). Nesse contexto, há necessidade de outros métodos de inoculação de *M. phaseolina* serem desenvolvidos e testados além da técnica do palito de dente colonizado.

No presente estudo, foram testados nove métodos de inoculação de *M. phaseolina* em feijão-caupi objetivando identificar o mais eficiente em causar os sintomas da doença num nível intermediário e que representasse as condições naturais de infecção. Os resultados demonstraram que os métodos que envolviam a inoculação de sementes causaram maior intensidade de doença quando comparado ao método de infestação. Isso se justifica pelo contato direto, precoce e constante das estruturas do patógeno com a semente desde o início do seu processo de germinação. Por outro lado, os métodos de infestação do solo e da cova de plantio, representam o que mais se assemelha às condições naturais, uma vez que muitas das estruturas fúngicas já se encontram no solo, podendo impedir a germinação das sementes ou causar infecção mediante o desenvolvimento da planta. Os métodos de inoculação pela infestação da cova de plantio com grãos de arroz foram considerados os mais fáceis de executar e apresentam características similares ao processo de infecção natural de *M. phaseolina*, com início da infecção pelas raízes. A eficácia desse método de inoculação já havia sido constatada anteriormente, sendo utilizado nas avaliações de germoplasmas de feijão-caupi resistentes à *M. phaseolina* (ATHAYDE SOBRINHO, 2004; NORONHA et al., 2012; LIMA et al., 2017).

O método de inoculação baseado na infestação da cova de plantio com 6 grãos de arroz foi considerado o mais adequado para a inoculação de *M. phaseolina* em feijão-caupi. Esse método propiciou níveis de doença próximos a 50%, atendendo à observação que na seleção de germoplasmas resistentes, o método de inoculação do patógeno deve propiciar níveis de doença intermediários, evitando que quantidades de inóculo excessivamente elevadas não propiciem a identificação de germoplasmas com resistência vertical (VANDERPLANK, 1984). Além disso, a existência de interação significativa entre isolados do patógeno e métodos de inoculação, como ocorreu nesse estudo, destaca a importância da seleção de um método de inoculação que seja estável em relação a diferentes isolados do patógeno, como aconteceu com a infestação da cova de plantio com 6 grãos de arroz.

A busca de novas fontes de resistência às doenças é fundamental para nortear os programas de melhoramento genético de plantas, visando à transferência da característica de resistência (VANDERPLANK, 1984). No presente trabalho foram avaliados 65 germoplasmas tradicionais de feijão-caupi coletados no Nordeste brasileiro e ainda sem informações quanto aos níveis de resistência à *M. phaseolina*, bem como sete cultivares comerciais recomendados para o Nordeste brasileiro. A inexistência de germoplasmas com reação semelhante a imunidade evidencia a dificuldade na obtenção de fontes genéticas com elevados níveis de resistência ao patógeno em feijão-caupi, como já destacado previamente (RODRIGUES et al., 1997a; ATHAYDE SOBRINHO, 2004; NORONHA et al., 2012; OLADIMEJI et al., 2012; LIMA et al., 2017). Essa dificuldade está provavelmente associada ao processo de patogênese exercido por *M. phaseolina*, resultante da elevada produção de enzimas hidrolíticas como lipase, amilase e protease, que degradam todos os principais componentes da parede celular e cutícula da planta, incluindo celulose, hemicelulose, pectina, lignina e cutina (ISLAM et al., 2012; KHAN et al., 2017).

Dentre os 65 germoplasmas tradicionais de feijão-caupi analisados, foram identificados quatro genótipos como promissoras fontes de resistência a *M. phaseolina* (FI02, FI44, FI63 e FI66). Além da resistência ao patógeno, estes germoplasmas tradicionais têm potencial de possuírem genes úteis para adaptação a ambientes de estresse hídrico, salinidade e altas temperaturas, tendo em vista que foram coletados na região semiárida do Nordeste brasileiro, onde são cultivados.

Os germoplasmas tradicionais selecionados como promissoras fontes de resistência demonstraram variação de comportamento conforme o isolado de *M. phaseolina*, mas todos foram no mínimo medianamente resistentes. Essa reação diferencial de germoplasmas de feijão-caupi a isolados de *M. phaseolina* já foi relatada anteriormente (RODRIGUES et al., 1997b; ATHAYDE SOBRINHO, 2004) e pode sugerir que os germoplasmas possuem

diferentes mecanismos de resistência ou que os diferentes isolados do patógeno potencialmente utilizam diferentes mecanismos para subverter a resistência do hospedeiro (WILLBUR et al., 2017).

Em relação às cultivares comerciais, somente BRS Guariba demonstrou reação AR a pelos menos um isolado de *M. phaseolina*, assemelhando-se ao constatado por ATHAYDE SOBRINHO (2004) e diferindo de NORONHA et al. (2012), que constatou a reação S para essa cultivar. A cultivar BRS Marataoã apresentou a reação MR aos três isolados de *M. phaseolina*, enquanto em outros estudos se comportou como R (ATHAYDE SOBRINHO, 2004) e MS (NORONHA et al., 2012). A cultivar BR 17 Gurguéia apresentou reação MS, a um isolado e MR a dois isolados de *M. phaseolina*, sendo que previamente havia sido classificada como AS (RODRIGUE et al., 1997a), intermediária (ATHAYDE SOBRINHO, 2004) e MS (NORONHA et al., 2012). A cultivar BRS Pajeú apresentou reações de MS e SU nesse estudo, mas anteriormente havia sido classificada com MR (NORONHA et al., 2012). As variações observadas nos diferentes ensaios de avaliação da reação da resistência de germoplasmas de feijão-caupi a *M. phaseolina* se devem, provavelmente, à falta de padronização da metodologia de inoculação e manutenção das plantas inoculadas em casa de vegetação, bem como às diferenças de agressividade dos isolados utilizados.

Os resultados desse estudo contribuem para um maior conhecimento sobre a agressividade de isolados de *M. phaseolina*, que podem ser utilizados em futuros estudos envolvendo resistência genética em feijão-caupi. Foi selecionado um método de inoculação que propicia rapidez na execução, níveis de doença adequados e estável em relação aos diferentes isolados do patógeno. Finalmente, os resultados obtidos são relevantes pelo fato deste ser o primeiro relato de fontes de resistência a *M. phaseolina* em germoplasmas tradicionais de feijão-caupi. A identificação desses germoplasmas resistentes permite que os mesmos possam ser recomendados no manejo da doença, pois já são cultivados por agricultores do semiárido brasileiro, bem como proporciona alternativas de genitores em programas de melhoramento genético visando a obtenção de cultivares resistentes ao referido patógeno.

REFERÊNCIAS

AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. 5. ed. San Diego: Elsevier Academic Press, 2005.

ATHAYDE SOBRINHO, C. et al. Doenças fúngicas e bacterianas. In: FREIRE FILHO, F. R. et al. **Feijão-caupi: avanços tecnológicos**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. Cap. 8. p. 461-484.

ATHAYDE SOBRINHO, C. **Patossistema caupi x *Macrophomina phaseolina*: método de detecção em sementes, esporulação e controle do patógeno**. 2004. 147 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

ATHAYDE SOBRINHO, C. Principais doenças do feijão-caupi no Brasil. In: BASTOS, E. A. (ed.). **A cultura do feijão-caupi no Brasil**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2016. Cap. 3, p. 44-66.

ATIBALENTJA, N.; EASTBURN, D. M. Evaluation of inoculation methods for screening horseradish cultivars for resistance to *Verticillium dahliae*. **Plant disease**, v. 81, n. 4, p. 356-362, 1997. Disponível em: <<https://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS.1997.81.4.356>>. Acesso em: Fev. 10, 2021. doi: 10.1094/PDIS.1997.81.4.356.

BARBOSA, J. C.; MALDONADO JÚNIOR, W. **Experimentação agrônômica & Agroestat: sistema para análises estatísticos de ensaios agrônômicos**. Jaboticabal: Multipress, 2015.

CARVALHO, M. et al. European cowpea landraces for a more sustainable agriculture system and novel foods. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 97, n. 13, p. 4399-4407, 2017. Disponível em: <<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/jsfa.8378>> Acesso em: Fev. 12, 2021. doi: 10.1002/jsfa.8378.

CLAUDINO, M. R.; SOARES, D. J. Pathogenicity and aggressiveness of *Macrophomina phaseolina* isolates to castor (*Ricinus communis*). **Tropical Plant Pathology**, v. 39, n. 6, p. 453-456, 2014. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1982-56762014000600006>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1590/s1982-56762014000600006.

CONAB – COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Acompanhamento da safra brasileira: grãos, quinto levantamento, fevereiro 2021**. Brasília: CONAB, 2021. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos>> Acesso em: Fev. 25, 2021.

CRUCIOL, G. C. D.; COSTA, M. L. N. Influência de metodologias de inoculação de *Macrophomina phaseolina* no desempenho de cultivares de soja. **Summa Phytopathologica**, v. 43, n. 3, p. 337-343, 2017. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-54052018000100032&lng=pt&tlng=pt>. Acesso em: Fev. 10, 2021. doi: 10.1590/0100-5405/2185.

EDMUNDS, L. K. et al. Use of Arizona climate to induce charcoal rot in grain sorghum. **Plant Disease Reporter**, v. 48, n. 3, p. 300-302, 1964.

ENGLE, J. S. et al. Evaluation of inoculation methods to determine resistance reactions of wheat to *Fusarium graminearum*. **Plant disease**, v. 87, n. 12, p. 1530-1535, 2003. Disponível em: <<https://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS.2003.87.12.1530>>. Acesso em: Fev. 9, 2021. doi: 10.1094/PDIS.2003.87.12.1530.

FREIRE FILHO, F. R. **Feijão-caupi no Brasil**: produção, melhoramento genético, avanços e desafios. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2011.

FUHLBOHM, M. J. et al. Infection of mungbean seed by *Macrophomina phaseolina* is more likely to result from localized pod infection than from systemic plant infection. **Plant Pathology**, v. 62, n. 6, p. 1271-1284, 2013. Disponível em: <<https://bsppjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/ppa.12047>>. Acesso em: Fev. 9, 2021. doi: 10.1111/ppa.12047.

GOMES-SILVA, F. et al. Genetic diversity of isolates of *Macrophomina phaseolina* associated with cowpea from Brazil semi-arid region. **Journal of Agricultural Science**, v. 9, n. 11, p. 112-116, 2017. Disponível em: <<http://www.ccsenet.org/journal/index.php/jas/article/view/68241>>. Acesso em: Fev. 8, 2021. doi: 10.5539/jas.v9n11p112.

ISHIKAWA, M. S. et al. Seleção de cultivares de soja para resistência à podridão negra da raiz (*Macrophomina phaseolina*). **Summa Phytopathologica**, v. 43, n. 4, p. 38-44, 2018. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-54052018000100038>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1590/0100-5405/178653.

ISLAM, S. et al. Tools to kill: Genome of one of the most destructive plant pathogenic fungi *Macrophomina phaseolina*. **BMC Genomics**, v. 13, n. 4, p. 493-509, 2012. Disponível em: <<https://bmcbgenomics.biomedcentral.com/articles/10.1186/1471-2164-13-493>>. Acesso em: Fev. 8, 2021. doi: 10.1186/1471-2164-13-493.

JAYATHILAKE, C. et al. (2018). Cowpea: an overview on its nutritional facts and health benefits. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 98, n. 3, p. 4793-4806, 2018. Disponível em: <<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/jsfa.9074>>. Acesso em: Fev. 10, 2021. doi: 10.1002/jsfa.9074.

KAUR, S. et al. Emerging phytopathogen *Macrophomina phaseolina*: biology, economic importance and current diagnostic trends. **Critical Reviews in Microbiology**, v. 38, n. 2, p. 136-151, 2012. Disponível em: <<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.3109/1040841X.2011.640977?journalCode=imby20>>. Acesso em: Fev. 8, 2021. doi: 10.3109/1040841X.2011.640977.

KAUR, S. et al. Morphological and pathogenic variability in *Macrophomina phaseolina* isolates of pigeonpea (*Cajanus cajan* L.) and their relatedness using principle component analysis. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 46, n. 19, p. 2281-2293, 2013. Disponível em: <<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/03235408.2013.792538>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1080/03235408.2013.792538.

KHAN, A. N. et al. Molecular identification and genetic characterization of *Macrophomina phaseolina* strains causing pathogenicity on sunflower and chickpea. **Frontiers in Microbiology**, v. 8, p. 1-11, 2017. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.3389/fmicb.2017.01309>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.3389/fmicb.2017.01309.

KOIKE, S. T. et al. Status of *Macrophomina phaseolina* on strawberry in California and preliminary characterization of the pathogen. **International Journal of Fruit Science**, v. 16, n. sup1, p. 148-159, 2016. Disponível em: <<https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/15538362.2016.1195313>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1080/15538362.2016.1195313.

LIMA, L. R. L. et al. Diallel crosses for resistance to *Macrophomina phaseolina* and *Thanatephorus cucumeris* on cowpea. **Genetics and Molecular Research**, v. 16, n. 3, egmr16039804, 2017. Disponível em: <<https://www.geneticsmr.com/articles/diallel-crosses-resistance-macrophomina-phaseolina-and-thanatephorus-cucumeris-cowpea>>. Acesso em: Fev. 9, 2021. doi: 10.4238/gmr16039804.

MAHMOUDI, S. B.; GHASHGHAIE, S. Reaction of sugar beet S1 lines and cultivars to different isolates of *Macrophomina phaseolina* and *Rhizoctonia solani* AG-2-2IIIB. **Euphytica**, v. 190, n. 3, p. 439-445, 15 nov. 2012. Disponível em: <<https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs10681-012-0832-8>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1007/s10681-012-0832-8.

MCKINNEY, H. H. Influence of soil temperature and moisture on infection of wheat seedlings by *Helminthosporium sativum*. **Journal of agricultural research**, v. 26, n. 5, p. 195-218, 1923.

MEDEIROS, A. C. Methods of inoculation of *Rhizoctonia solani* and *Macrophomina phaseolina* in melon (*Cucumis melo*). **Summa Phytopathologica**, v. 41, n. 4, p. 281-286, 2015. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0100-54052015000400281&lng=pt&nrm=iso&tlng=en>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1590/0100-5405/2083.

MESTERHÁZY, Á. et al. Breeding for resistance to ear rots caused by *Fusarium* spp. in maize - a review. **Plant Breeding**, v. 131, n. 1, p. 1-19, 2012. Disponível em: <<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/j.1439-0523.2011.01936.x>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1111/j.1439-0523.2011.01936.x.

MICHEL, B. E.; RADCLIFFE, D. A computer program relating solute potential to solution composition for five solutes. **Agronomy Journal**, v. 87, n. 1, p. 126-130, 1995. Disponível em: <<https://acess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronj1995.00021962008700010022x>>. Acesso em: Mai. 06, 2020. doi: 10.2134/agronj1995.00021962008700010022x.

MILGROOM, M. G. **Population biology of plant pathogens: genetics, ecology and evolution**. St. Paul: APS Press, 2015.

MIORINI, T. J. J. et al. Differential aggressiveness of *Sclerotinia sclerotiorum* isolates from North and South America and partial host resistance in Brazilian soybean and dry bean cultivars. **Tropical Plant Pathology**, v. 44, n. 1, p. 73-81, fev. 2019. Disponível em: <<https://link.springer.com/article/10.1007/s40858-018-00273-w>>. Acesso em: Fev. 10, 2021. doi: 10.1007/s40858-018-00273-w.

NORONHA, M. A.; SILVA, K. J. D.; GONÇALVES, S. R.; LIMA, L. R. L. **Avaliação da resistência de genótipos de feijão-caupi a *Macrophomina phaseolina***. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2012. 4 p. (CPATC. Comunicado Técnico, 126).

OLAMIDEJI, A. et al. Selection of cowpea genotypes for resistance to *Macrophomina phaseolina* infection using two methods of inoculation. **Asian Journal of Plant Pathology**, v.

6, n. 1, p. 13-18, 2012. Disponível em: <<https://scialert.net/abstract/?doi=ajppaj.2012.13.18>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. 10.3923/ajppaj.2012.13.18

RAYATPANA, S. et al. Pathogenic and Genetic Diversity among Iranian Isolates of *Macrophomina phaseolina*. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 72, n. 1, p. 40-44, mar. 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.4067/s0718-58392012000100007>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.4067/s0718-58392012000100007.

ROCHA, M. M. et al. Cultivares. In: BASTOS, E. A. et al. **Cultivo do feijão-caupi**. Teresina; Embrapa Meio-Norte, 2017. Disponível em: <https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo?p_p_id=conteudoportlet_WAR_sistemasdeproducaolf6_1ga1ceportlet&p_p_lifecycle=0&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=column-1&p_p_col_count=1&p_r_p_-76293187_sistemaProducaoId=9109&p_r_p_-996514994_topicoId=1307>. Acesso em: Jan. 8, 2021.

RODRIGUES, V. J. L. B. et al. Identificação de fontes de resistência em genótipos de caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walpers] a *Macrophomina phaseolina* (Tass.) Goid., em condições de casa-de-vegetação. **Summa Phytopathologica**, v. 23, n. 2, p.170-172, 1997a.

RODRIGUES, V. J. L. B. et al. Comparação de dois métodos de inoculação de *Macrophomina phaseolina* (Tass.) Goid. em caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walpers). **Summa Fitopatologica**, v. 23, n. 2, p. 174-176, 1997b.

SANTOS, K. M. et al. Novel specific primers for rapid identification of *Macrophomina* species. **European Journal of Plant Pathology**, v. 156, n. 4, 1213-1218, 2020. Disponível em: <<https://link.springer.com/article/10.1007/s10658-020-01952-8>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1007/s10658-020-01952-8.

SEXTON, Z. F. et al. Analyzing isolate variability of *Macrophomina phaseolina* from a regional perspective. **Crop Protection**, v. 81, n. 1, p. 9-13, 2016. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0261219415301654?via%3Dihub>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.1016/j.cropro.2015.11.012.

SHURTLEFF, M. C.; AVERRE III, C. W. **Glossary of plant-pathological terms**. St Paul: The American Phytopathological Society, 1997.

SILVA, K. J. D. et al. Socioeconômico. In: BASTOS, E. A. **A cultura do feijão-caupi no Brasil**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2016. Cap. 1, p. 44-66.

SILVA FILHO, A. J. R. Reação de acessos de feijão caupi a *Macrophomina phaseolina* por meio da inoculação no colo da planta. Recife, PE, 2013. In: CONGRESSO NACIONAL DE FEIJÃO CAUPI, 3., 2013, Recife, PE. **Anais ...** Recife: Embrapa Meio Norte, 2013.

SUASSUNA, N. D. et al. Aggressiveness and host specificity of Brazilian isolates of *Phytohthora infestans*. **Plant Pathology**, v. 53, n. 4, p. 405-413, 2004. Disponível em: <<https://bsppjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-3059.2004.01043.x>>. Acesso em: Fev. 8, 2021. doi: 10.1111/j.1365-3059.2004.01043.x.

VANDERPLANK, J. E. **Disease resistance in plants**. 2. ed. Orlando: Academic Press, 1984.

VIGOUROUX, A. et al. Canker stain of the plane tree: last advances in genetic improvement for resistance. **Acta Horticulturae**, n. 496, p. 99-102, set. 1999. Disponível em:

<<http://dx.doi.org/10.17660/actahortic.1999.496.11>>. Acesso em: Mar. 04, 2021. doi: 10.17660/actahortic.1999.496.11.

WILLBUR, J. F. et al. Comprehensive Sclerotinia stem rot screening of soybean germplasm requires multiple isolates of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Disease**, v. 101, n. 2, p. 344-353, 2017. Disponível em: <<https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PDIS-07-16-1055-RE>>. Acesso em: Fev. 10, 2021. doi: 10.1094/PDIS-07-16-1055-RE.

Tabela 1 – Agressividade de isolados de *Macrophomina phaseolina* inoculados em feijão-caupi (cv. IPA-7) pelo método do palito de dente infestado.

Isolado ¹	Coleta		Comprimento da lesão (mm)
	Ano	Local (cidade - estado ²)	
CFC-220	2016	Abaiara - CE	122,6 a ³
CFC-207	2016	Juazeiro do Norte - CE	85,2 b
CFC-238	2016	Barbalha - CE	84,8 b
CFC-265	2016	Juazeiro do Norte - CE	73,7 c
CFC-216	2016	Crato - CE	67,8 c
CFC-747	2018	São João - PE	67,2 c
CFC-773	2018	Lajedo - PE	61,6 c
CFC-244	2016	Barbalha - CE	60,2 c
CFC-662	2009	Teresina - PI	60,0 c
CFC-644	2017	Porteiras - CE	58,2 c
CFC-693	2017	Serra Talhada - PE	54,3 c
CFC-727	2018	São João - PE	50,0 c
CFC-734	2018	São João - PE	47,1 c
CFC-772	2018	Calçado - PE	45,6 c
CFC-743	2018	São João - PE	43,9 d
CFC-219	2016	Crato - CE	37,0 d
CFC-367	2018	Antonina do Norte - CE	31,6 d
CFC-690	2017	Milagres - CE	30,4 d
CFC-768	2018	Jucati - PE	30,3 d
CFC-778	2018	Lajedo - PE	22,9 e
CFC-277	2016	Barbalha - CE	22,0 e
CFC-360	2018	Antonina do Norte - CE	21,9 e
CFC-714	2018	Garanhuns - PE	19,1 e
CFC-671	2017	Brejo Santo - CE	18,5 e
CFC-664	2017	Missão Velha - CE	15,4 e
CFC-762	2018	São João - PE	15,1 e
CFC-258	2016	Mauriti - CE	14,5 e
CFC-653	2017	Serra Talhada - PE	13,3 e
CFC-638	2008	Teresina - PI	12,3 e
CFC-373	2018	Santana do Cariri - CE	10,9 e
C.V. = 17,9%			

¹Código da Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos do Cariri (CFC) da Universidade Federal do Cariri (Crato, Ceará, Brasil).

²Unidades da Federação: CE = Ceará, PE = Pernambuco, PI = Piauí.

³Média de três repetições. Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Scott-Knott ($P > 0,05$).

Tabela 2 - Análise de variância para efeitos principais e interação considerando nove métodos de inoculação e três isolados de *Machophomina phaseolina*.

Fontes de Variação	GL	SQ	QM	F	P
Método de inoculação (M)	8	51746,60	6468,33	167,26	<0,0001
Isolado (I)	2	468,83	234,41	6,06	0,0030
Interação MxI	16	2608,95	163,06	4,22	<0,0001
Resíduo	135	5220,83			
Total	161	93358,18	-		
C.V. = 8,9%					

Tabela 3 - Influência dos métodos de inoculação de três isolados de *Macrophomina phaseolina* na severidade da podridão cinzenta do caule em feijão-caupi (cv. IPA-7).

Método de inoculação	Isolado / Severidade (%) ¹		
	CFC-207	CFC-220	CFC-238
Inoculação de sementes por 48 horas	100,0 aA ²	99,2 aA	91,7 aB
Inoculação de sementes por 72 horas	100,0 aA	100,0 aA	95,0 aB
Inoculação de sementes pré-germinadas	65,0 bB	85,8 bA	68,3 cB
Infestação do solo com 1 g de arroz triturado	45,8 cB	60,8 dA	62,5 cA
Infestação do solo com 5 g de arroz triturado	65,0 bA	63,3 dA	65,8 cA
Infestação do solo com 10 g de arroz triturado	70,8 bA	71,7 cA	76,7 bA
Infestação da cova de plantio com 3 grãos de arroz	42,5 cA	44,2 eA	42,5 eA
Infestação da cova de plantio com 6 grãos de arroz	50,0 cA	50,8 eA	50,8 dA
Infestação da cova de plantio com 9 grãos de arroz	64,2 bA	65,0 dA	68,3 cA

¹Calculada pelo índice de severidade da doença por vaso, conforme Mckinney (1923), com a utilização das frequências de classes de doença considerando uma escala de notas de a 0 a 5 (NORONHA et al., 2012).

²Média de seis repetições. Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem significativamente entre si pelo teste de Scott-Knott (P>0,05).

Tabela 4 - Reação de 72 germoplasmas de feijão-caupi a três isolados de *Macrophomina phaseolina*, inoculados pela infestação do solo com grãos de arroz colonizados.

Germoplasma ¹	Tipo ²		Isolado / Classe da doença					
	Classe	Subclasse	CFC-207		CFC-220		CFC-238	
			Média ³	Reação ⁴	Média	Reação	Média	Reação
FI01	Cores	Mulato Liso	3,1	SU	3,0	MS	3,4	SU
FI02	Cores	Mulato Liso	1,5	MR	1,0	AR	1,5	MR
FI03	Cores	Canapu	1,9	MR	1,8	MR	2,1	MS
FI05	Cores	Mulato Liso	2,5	MS	2,3	MS	2,3	MS
FI06	Cores	Mulato Liso	1,9	MR	2,1	MS	1,9	MR
FI07	Cores	Mulato Liso	2,7	MS	2,1	MS	2,2	MS
FI08	Cores	Mulato Liso	1,5	MR	1,8	MR	1,6	MR
FI09	Cores	Mulato Liso	2,1	MS	1,4	MR	2,0	MR
FI10	Cores	Mulato Liso	1,7	MR	2,3	MS	1,7	MR
FI11	Cores	Corujinha	2,3	MS	2,1	MS	1,6	MR
FI12	Cores	Mulato Liso	2,0	MR	2,1	MS	2,2	MS
FI13	Cores	Mulato Liso	2,0	MR	1,9	MR	1,8	MR
FI15	Cores	Canapu	2,2	MS	2,0	MR	2,1	MS
FI16	Cores	Canapu	2,2	MS	2,0	MR	2,2	MS
FI17	Cores	Azulão	1,7	MR	2,6	MS	2,3	MS
FI18	Cores	Mulato Liso	1,1	MR	1,5	MR	1,9	MR
FI19	Branco	Branco Rugoso	1,5	MR	2,0	MR	1,8	MR
FI22	Cores	Mulato Liso	2,0	MR	2,0	MR	2,1	MS
FI25	Cores	Azulão	1,4	MR	1,8	MR	1,8	MR
FI26	Cores	Manteiga	2,2	MS	2,1	MS	3,0	MS
FI27	Cores	Mulato Liso	2,0	MR	2,0	MR	1,6	MR
FI28	Cores	Azulão	2,7	MS	1,6	MR	2,7	MS
FI29	Cores	Canapu	1,9	MR	2,0	MR	1,3	MR
FI30	Cores	Mulato Liso	1,6	MR	2,1	MS	1,9	MR
FI31	Cores	Mulato Liso	1,4	MR	1,5	MR	2,1	MS
FI32	Branco	Branco Rugoso	2,8	MS	2,4	MS	2,5	MS
FI33	Cores	Canapu	1,4	MR	1,5	MR	1,5	MR
FI34	Branco	Branco Liso	2,3	MS	2,0	MR	1,4	MR
FI35	Cores	Canapu	1,1	MR	1,9	MR	2,3	MS
FI36	Cores	Mulato Liso	1,7	MR	1,5	MR	2,3	MS
FI37	Cores	Verde	1,6	MR	1,9	MR	1,5	MR
FI38	Cores	Canapu	1,7	MR	1,4	MR	1,7	MR
FI39	Cores	Corujinha	3,5	SU	2,6	MS	3,8	SU
FI41	Cores	Azulão	2,4	MS	2,2	MS	1,8	MR
FI42	Cores	Canapu	2,6	MS	2,9	MS	2,6	MS
FI43	Cores	Mulato Liso	1,8	MR	2,2	MS	2,2	MS
FI44	Cores	Canapu	1,2	MR	1,8	MR	0,8	AR
FI45	Cores	Mulato Liso	1,3	MR	2,0	MR	1,8	MR
FI46	Cores	Mulato Liso	1,6	MR	1,7	MR	3,4	SU
FI47	Cores	Mulato Liso	1,8	MR	2,1	MS	1,5	MR
FI48	Cores	Corujinha	1,7	MR	2,4	MS	1,9	MR
FI49	Cores	Canapu	1,9	MR	2,1	MS	1,8	MR
FI50	Cores	Mulato Liso	1,7	MR	2,0	MR	1,6	MR
FI51	Cores	Canapu	1,6	MR	1,9	MR	2,2	MS
FI52	Cores	Canapu	1,5	MR	2,1	MS	1,8	MR
FI53	Cores	Canapu	1,5	MR	1,8	MR	2,2	MS
FI54	Cores	Sempre Verde	2,0	MR	1,9	MR	2,0	MR
FI55	Cores	Canapu	1,9	MR	2,1	MS	1,4	MR
FI56	Cores	Mulato Liso	1,6	MR	1,1	MR	1,7	MR
FI57	Branco	Branco Rugoso	2,2	MS	2,0	MR	1,7	MR
FI58	Cores	Azulão	1,8	MR	1,8	MR	2,7	MS

FI59	Cores	Corujinha	2,1	MS	2,8	MS	2,4	MS
FI60	Cores	Corujinha	2,2	MS	2,0	MR	2,5	MS
FI61	Cores	Canapu	1,5	MR	2,0	MR	2,0	MR
FI62	Cores	Canapu	1,7	MR	2,1	MS	1,8	MR
FI63	Cores	Canapu	1,0	AR	1,7	MR	1,6	MR
FI64	Cores	Canapu	2,0	MR	2,4	MS	2,0	MR
FI65	Cores	Mulato Liso	2,1	MS	1,2	MR	2,3	MS
FI66	Cores	Azulão	1,4	MR	1,5	MR	0,5	AR
FI67	Cores	Canapu	2,6	MS	2,1	MS	1,2	MR
FI76	Cores	Canapu	1,2	MR	1,8	MR	2,0	MR
FI77	Cores	Mulato Liso	1,9	MR	2,1	MS	2,2	MS
FI78	Cores	Mulato Liso	2,1	MS	2,1	MS	2,6	MS
FI79	Cores	Mulato Liso	1,4	MR	1,6	MR	1,6	MR
FI80	Cores	Mulato Rugoso	2,2	MS	2,3	MS	2,9	MS
IPA 207	Cores	Sempre Verde	2,7	MS	2,7	MS	3,0	MS
BR 17 Gurguéia	Cores	Canapu	2,1	MS	1,9	MR	1,7	MR
BRS Guariba	Branco	Branco Rugoso	1,2	MR	1,4	MR	0,8	AR
BRS Marataoã	Cores	Sempre Verde	1,6	MR	1,7	MR	1,1	MR
BRS Carijo	Branco	Fradinho	2,0	MR	2,4	MS	1,7	MR
BRS Pujante	Cores	Mulato liso	1,8	MR	1,7	MR	1,7	MR
BRS Pajeú	Cores	Mulato liso	2,1	MS	2,1	MS	3,3	SU

¹FI = Banco de Germoplasmas do Laboratório de Recursos Genéticos Vegetais da Universidade Federal do Cariri (Crato, Ceará, Brasil); IPA = Instituto Agrônomo de Pernambuco (Recife, Pernambuco, Brasil); BR e BRS = Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Brasília, Distrito Federal, Brasil).

²Classificação conforme FREIRE FILHO (2011).

³Reação da doença conforme escala de notas de 0 a 5 (NORONHA et al., 2012). Média de quatro repetições.

⁴Classe de reação: 0,0-1,0 = altamente resistente (AR); 1,1-2,0 = medianamente resistente (MR); 2,1-3,0 = medianamente suscetível (MS); 3,1-4,0 = suscetível (S); 4,1-5,0 = altamente suscetível (AS) (NORONHA et al., 2012).

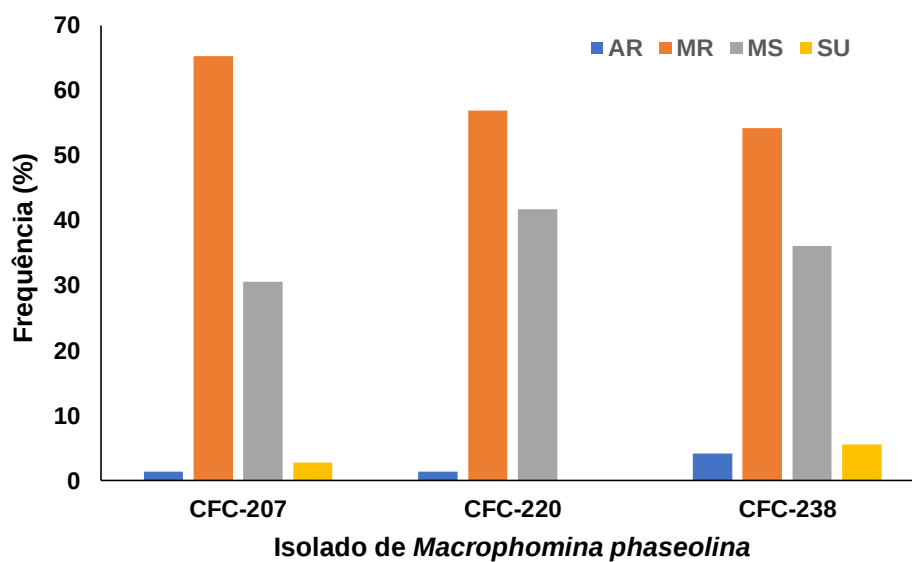


Figura 1 – Frequência de germoplasmas de feijão-caupi (n = 72) apresentando as reações de AR (altamente resistente), MR (medianamente resistente), MS (medianamente suscetível) e SU (suscetível) a três isolados de *Macrophomina phaseolina* (CFC-207, CF-220 e CFC-238).

Conclusões Gerais

CONCLUSÕES GERAIS

1. Os isolados CFC-207, CFC-220 e CFC-238 de *Macrophomina phaseolina* foram os mais agressivos e podem ser utilizados em estudos de resistência de feijão-caupi ao patógeno;
2. O método de inoculação pela infestação da cova de plantio com seis grãos de arroz colonizados por *M. phaseolina* foi eficiente em causar sintomas podridão cinzenta do caule, sendo recomendado em estudos de identificação de germoplasmas resistentes.
3. Os germoplasmas FI-02, FI-44, FI-63, FI-66 e BRS Guariba de feijão-caupi foram altamente resistentes à *M. phaseolina*, podendo ser recomendados para plantio ou utilizados como fontes de resistência ao patógeno em programas de melhoramento genético do feijão-caupi;
4. Os germoplasmas tradicionais de feijão-caupi são importantes fontes de resistência à *M. phaseolina*.