

LITervaldo PEREIRA MACHADO

**INDUÇÃO DA SUPRESSIVIDADE À RIZOCTONIOSE DO
FEIJÃO-CAUPI PELA ROTAÇÃO DE CULTURAS E
ADUBAÇÃO VERDE**

**RECIFE – PE
FEVEREIRO – 2012**

LITERVALDO PEREIRA MACHADO

**INDUÇÃO DA SUPRESSIVIDADE À RIZOCTONIOSE DO
FEIJÃO-CAUPI PELA ROTAÇÃO DE CULTURAS E
ADUBAÇÃO VERDE**

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

**RECIFE – PE
FEVEREIRO – 2012**

Ficha catalográfica

M149i Machado, Litervaldo Pereira
Indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi
pela rotação de culturas e adubação verde / Litervaldo
Pereira Machado. -- Recife, 2012.
108 f. : il.

Orientador: Sami Jorge Michereff.
Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade
Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia,
Recife, 2012.

Referências.

1. *Vigna unguiculata* 2. *Rhizoctonia solani* 3. Doença
radicular 4. Manejo cultural I. Michereff, Sami Jorge,
orientador II. Título

CDD 632.4

**INDUÇÃO DA SUPRESSIVIDADE À RIZOCTONIOSE DO
FEIJÃO-CAUPI PELA ROTAÇÃO DE CULTURAS E
ADUBAÇÃO VERDE**

LINTERVALDO PEREIRA MACHADO

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Prof. Dr. Sami Jorge Michereff (UFRPE) – Orientador

Prof. Dr. Marcos Paz Saraiva Câmara (UFRPE) – Co-orientador

Prof. Dr. Cristiano Souza Lima (UFRPE) – Co-orientador

**RECIFE – PE
FEVEREIRO – 2012**

**INDUÇÃO DA SUPRESSIVIDADE À RIZOCTONIOSE DO
FEIJÃO-CAUPI PELA ROTAÇÃO DE CULTURAS E
ADUBAÇÃO VERDE**

LITervaldo PEREIRA MACHADO

Tese defendida e aprovada pela Banca Examinadora em: 29/02/2012

ORIENTADOR:

Prof. Dr. Sami Jorge Michereff (UFRPE)

EXAMINADORES:

Profa. Dra. Caroline Miranda Biondi (UFRPE)

Prof. Dr. Edivan Rodrigues de Souza (UFRPE)

Dr. Domingos Eduardo Guimarães Tavares de Andrade (IPA)

Profa. Dra. Rosa de Lima Ramos Mariano (UFRPE)

**RECIFE – PE
FEVEREIRO – 2012**

Dedico: O Deus pai todo poderoso, e a seu único filho
Jesus Cristo e o Espírito Santo.

AGRADECIMENTOS

Aos meus filhos Rafael e Isaque, à minha esposa Deise, aos meus pais Ivone e Genivaldo, e meus irmãos Genady, Gesânia, Letícia e Genivaldo.

Ao Professor Sami Jorge Michereff, pela sua orientação, ensino, amizade, paciência e pelo apoio oferecido durante minha estadia no Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), pelo apoio institucional e oportunidade oferecida.

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pela bolsa de estudo concedida e apoio financeiro.

Aos meus professores, Rosa Mariano, Elvira Pedrosa, Sônia Oliveira, Delson Laranjeira, Elineide Souza, Gilvan Pio Ribeiro, Gaus Lima, Marcos Câmara e demais professores do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia pela atenção, ensinamentos e disponibilidade.

Ao pessoal administrativo do Programa de Fitopatologia, à Darci e Luiz Coelho da Silva, meu grato reconhecimento pelo apoio recebido.

Aos meus queridos amigos e colegas de turma, Kamila Leonardo, Cícero, Clarisse, Cintia, Ana Paula, Mayumi, Marcondes, João Victor, Marcelo, Yrlânia e todos os demais alunos Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia.

Ao povo pernambucano por ter me acolhido por tanto tempo em sua terra.

SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS.....	vi
RESUMO.....	viii
ABSTRACT.....	ix
CAPÍTULO I – Introdução Geral	10
Referências Bibliográficas	29
CAPÍTULO II – Indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi pela rotação de culturas	39
Sumário	41
Summary	42
Introdução	43
Materiais e Métodos	45
Resultados	54
Discussão	58
Agradecimentos	63
Referências	63
CAPÍTULO III – Indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi pela adubação verde	78
Resumo	80
Abstract	81
Introdução	82
Materiais e Métodos	84
Resultados	92
Discussão	94
Agradecimentos	97
Referências	97
CONCLUSÕES GERAIS	106

RESUMO GERAL

A rizoctoniose, causada por *Rhizoctonia solani*, é uma importante doença do feijão-caupi na região Nordeste do Brasil. Essa tese teve como objetivos: a) avaliar o potencial da utilização de rotações de culturas e adubos verdes na indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi; b) identificar os possíveis fatores bióticos dos solos responsáveis pela supressividade; e c) analisar a estabilidade do controle pela rotação de cultura selecionada em relação a diferentes isolados e densidades de inóculo do patógeno, bem como solos de diferentes localidades. Os experimentos foram realizados em microparcelas no campo. Em relação à rotação de culturas, inicialmente foram comparados 14 tratamentos em quatro ciclos de cultivo, incluindo diferentes combinações de feijão-caupi (CA) em rotação com as culturas de algodão (AL), girassol (GI), mamona (MA), milho (MI) e sorgo (SO), bem como em combinação com pousio (PO) e feijão-caupi em monocultura. As rotações CA-MI-SO-CA, CA-GI-SO-CA e CA-MI-PO-CA propiciaram reduções na severidade da doença de 77,6%, 74,0% e 73,9%, respectivamente. Quando avaliada a estabilidade do controle da doença pela rotação CA-MI-SO-CA a diferentes isolados, densidades de inóculo e solos, em todas as situações a severidade foi significativamente inferior ($P < 0,0001$) sob a rotação de culturas comparada à monocultura, indicando o potencial de utilização da rotação no controle da rizoctoniose. Em relação aos adubos verdes, foram comparados 13 tratamentos, considerando diferentes combinações de feijão-caupi e adubos verdes (crotalária breviflora, crotalária juncea, crotalária spectabilis, feijão-de-porco, guandu anão, guandu forrageiro, labe-labe, mucuna anã, mucuna preta, milho e sorgo), em cinco ciclos de cultivo. Nas duas avaliações realizadas após o cultivo de adubos verdes, a incorporação de sorgo ao solo propiciou os maiores níveis de controle da doença, reduzindo em 81,3% e 83,3% a severidade. Não houve correlação significativa dos níveis de severidade da rizoctoniose com as variáveis microbiológicas avaliadas nos solos.

Palavras-chave: *Vigna unguiculata*, *Rhizoctonia solani*, doença radicular, manejo cultural.

GENERAL ABSTRACT

Rhizoctonia canker, caused by *Rhizoctonia solani*, is an important cowpea disease in Northeastern region of Brazil. This thesis aimed: a) to evaluate the potential of crop rotation and green manures in inducing suppressiveness to Rhizoctonia canker in cowpea; b) to identify the biotic factors related to suppression; and c) to analysis the stability of the disease suppression by selected crop rotation in relation to different isolates and inoculum density of the pathogen, and soils from different locations. The experiments were conducted in microplots in the field. In relation to crop rotations, Initially, 14 treatments were compared in four growing seasons, including different combinations of cowpea (CA) in rotation with cotton (AL), sunflower (AL), castor bean (MA), corn (MI) and sorghum (SO), and in combination with fallow (PO) and cowpea monoculture. The rotations CA-MI-SO-CA, CA-GI-SO-CA and CA-MI-PO-CA provided reductions of 77.6%, 74.0% and 73.9% in the disease severity, respectively. When the stability of disease control by CA-MI-SO-CA rotation was evaluated in relation to different pathogen isolates, inoculum densities and soils, in all situations the disease severity was significantly ($P < 0,0001$) lower under crop rotation as compared to cowpea monoculture, indicating the potential of the crop rotation for controlling the Rhizoctonia canker. In relation to green manures, 13 treatments were compared in five growing seasons, considering different combinations of cowpea and green manures (sunn hemp, breviflora crotalaria, showy crotalaria, jack bean, velvet bean, dwarf mucuna, lablab bean, dwarf pigeon pea, forage pigeon pea, corn, millet and sorghum). For the two evaluations after green manures cultivation, the incorporation of sorghum into the soil led to smallest levels of severity of cowpea Rhizoctonia canker, reducing by 81.3% and 83.3% the disease severity. There was no significant correlation from levels of disease severity with microbiological variables.

Key-words: *Vigna unguiculata*, *Rhizoctonia solani*, root disease, cultural management.

Capítulo I

Introdução Geral

INTRODUÇÃO GERAL

1. Importância do feijão-caupi

O feijão-caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], também conhecido como caupi, feijão-de-corda ou feijão-macassar, é uma das leguminosas mais adaptadas e nutritivas entre as espécies cultivadas (SINGH et al., 2002). É um cultivo antigo, originário da África Central e depois se espalhou por toda a África, Ásia, Europa e Américas. Os primeiros cultivos intensivos podem ter sido realizados pelos gregos e romanos no sul da Europa no século 8 AC (PERRINO et al., 1993; TOSTI; NEGRI, 2002). No Brasil, a introdução ocorreu provavelmente no estado da Bahia, pelos povos africanos trazidos como escravos no período colonial. A partir da Bahia, acompanhando a colonização, acredita-se que esta leguminosa disseminou-se por todas as regiões do país (BEZERRA; SAUNDERS, 1992).

Os grãos de leguminosas, de maneira geral, são importantes fontes de proteínas na alimentação humana em várias partes do mundo, constituindo-se também em relevantes fontes de calorias, por conterem alto teor de carboidratos e apresentarem baixos teores de lipídios, possuem ainda quantidades razoáveis de tiamina e ácido ascórbico, bem com elementos nutricionalmente importantes, como cálcio e ferro. Entre as leguminosas, o feijão-caupi é uma importante fonte alimentícia, contendo bons níveis de proteínas, vitaminas e minerais, seus grãos possuem um teor protéico de ordem de 20% a 30%, é rico em lisina e outros aminoácidos essenciais, porém, pobre nos aminoácidos sulfurados, metionina e cisteína. Constitui-se, ainda em excelente fonte de tiamina e niacina, e contém razoáveis quantidades de outras vitaminas hidrossolúveis, com riboflavina, piridoxina e folacina, e minerais, como o ferro, zinco e fósforo (FROTA et al., 2008). O feijão-caupi possui grande variabilidade genética o que o torna versátil para várias finalidades e em diversos sistemas de produção. Assim, adapta-se em condições ambientais diferentes, produz em condições de déficit hídrico, em solos com baixa fertilidade, possui tolerância a salinidade e ao alumínio trocável do solo, e realiza simbiose com bactérias dos gêneros *Rhizobium* spp. e *Bradyrhizobium* spp. (MELO; CARDOSO; SALVIANO, 2005).

A Nigéria se destaca como principal produtor mundial de feijão-caupi, com 2,9 milhões de toneladas, seguida de Níger, com 1,5 milhões de toneladas e Brasil, com 1,3 milhões de toneladas de grãos produzidos (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION, 2011). No Brasil, historicamente, a produção de feijão-caupi se concentra nas regiões Nordeste, com 1,2 milhões de hectares cultivados, e Norte, com 55,8 mil hectares

cultivados. No entanto, a cultura está conquistando espaço na região Centro-Oeste, em razão do desenvolvimento de cultivares com características que favorecem o cultivo mecanizado. O feijão-caupi contribui com 35,6% da área plantada e 15% da produção de feijão total (feijão-caupi + feijão-comum) no país. A ausência de separação das estatísticas de produção do feijão-caupi e feijão-comum, ainda é um empecilho às exportações brasileiras de feijão-caupi, pois o mundo desconhece que esse país produz esta cultura, já que os órgãos oficiais não expõem os dados (SILVA, 2011).

O feijão-caupi é a leguminosa alimentar mais importante das regiões Norte e Nordeste do Brasil, sendo considerada a principal fonte de proteínas das populações de baixa renda. Nessas regiões, é produzido no sistema de monocultivo ou em consórcio com outras culturas, em sequeiro ou irrigado, principalmente em unidades de agricultura familiar, desempenhando importante papel sócio-econômico (MELO; CARDOSO; SALVIANO, 2005). O estado de Pernambuco se destaca como importante produtor de feijão-caupi, em que grande parte da produção se concentra nas mesorregiões do Agreste Meridional e Sertão. Em todas essas regiões, o feijão-caupi é uma cultura tipicamente de unidades de agricultura familiar, embora a área total cultivada seja muito significativa. No Agreste Meridional, o feijão-caupi é cultivado em cerca de 12.000 ha, predominantemente na estação seca (setembro-dezembro), em sucessão ao cultivo de feijão comum, cultivado na estação úmida (abril-julho). No Sertão, o feijão-caupi é cultivado em cerca de 20.000 ha, principalmente na estação úmida.

Anualmente, no Nordeste brasileiro são produzidas, em média, 422 mil toneladas de feijão-caupi, com produtividade média de 328 kg/ha. Apesar do potencial produtivo da região, a produtividade dessa leguminosa é muito baixa quando comparada às obtidas em outras regiões brasileiras. A região Norte apresenta produtividade média de 858 kg/ha, enquanto na Centro-Oeste a produtividade média é de 1.233 kg/há (SILVA, 2011). Os principais fatores que limitam o desenvolvimento do feijão-caupi no Nordeste incluem a instabilidade pluviométrica, a utilização de cultivares com potencial genético reduzido e a ocorrência de doenças e pragas (PEREIRA et al., 2001).

As doenças constituem importantes fatores de redução da produtividade do feijão-caupi, causando perdas na quantidade e qualidade dos grãos. Entre as doenças de maior severidade na cultura destacam-se a rizoctoniose (*Rhizoctonia solani* Kühn), murcha-de-esclerócio (*Sclerotium rolfsii* Sacc.), murcha-de-fusário [*Fusarium oxysporum* f. sp. *tracheiphilum* (E.F. Smith) Snyder & Hansen], podridão-cinzenta [*Macrophomina phaseolina* (Tass.) Goid.], cercosporioses [(*Pseudocercospora cruenta* (Sacc.) Deighton e *Cercospora canescens* Ellis & Martin], ferrugem [*Uromyces appendiculatus* (Pers.) Unger], antracnose

[*Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. & Magnus) Biosi & Cavara] , mancha-café [*Colletotrichum truncatum* (Schewin.) Andrus & Moore], crestamento bacteriano [*Xanthomonas axonopodis* pv. *vignicola* (Burkholder) Vauterim et al.], mosaico severo (*Cowpea severe mosaic comovirus*), mosaico comum (*Cowpea mosaic comovirus*), mosaico dourado (*Cowpea golden mosaic bigeminivirus*), mosaicos de potyvirus (*Cowpea aphid-borne mosaic potyvirus* e *Blackeye cowpea mosaic potyvirus*) e meloidoginoses [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treb) Chitwood, *M. arenaria* (Neal) Chitwood, *M. arenaria* (Neal) Chitwood e *M. hapla* Chitwood] (RIOS, 1988; RIOS, 1990; EMECHEBE; LAGOKE, 2000; COELHO, 2001; ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005; PIO-RIBEIRO; ASSIS FILHO; ANDRADE, 2005).

2. Rizoctoniose do feijão-caupi

A rizoctoniose é uma das doenças do feijão-caupi mais frequentes e de maior intensidade no Nordeste brasileiro (COELHO, 2001; ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005). Essa doença é extremamente importante nos cultivos de feijão-caupi do Agreste Meridional de Pernambuco, tendo em vista o plantio sucessivo ao feijão-comum realizado no período úmido, sendo ambas leguminosas altamente suscetíveis a *R. solani*. Além disso, como outras doenças radiculares, a rizoctoniose é responsável pela decadência de culturas tradicionais em certos locais, provocando o abandono de terras e gerando um grande impacto sócio-econômico (MICHEREFF; PERUCH; ANDRADE, 2005).

O gênero *Rhizoctonia* foi primeiramente descrito por DeCandolle em 1815, tendo como espécie-tipo *Rhizoctonia crocorum* (Pers.). No entanto, o representante mais significativo da espécie, *R. solani*, foi descrita por Kühn em 1858. O gênero *Rhizoctonia* pertence ao Filo Basidiomycota, sendo que a maioria dos teleomorfos pertence a quatro gêneros de Basidiomycetes: *Thanatephorus* Donk., *Ceratobasidium* Rogers, *Waitea* Warcup & Talbot e *Tulasnella* Schröter (SNEH; BURPEE; OGOSHI, 1991).

Rhizoctonia solani é uma espécie multinucleada cuja fase sexuada é *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk, descrita em 1863. *Waitea circinata* Warcup & Talbot é o teleomorfo de *Rhizoctonia zae* Voorhees e *Rhizoctonia oryzae* Ryker e Gooch, espécies multinucleadas. As espécies binucleadas *Rhizoctonia repens* Bernard e *Rhizoctonia oryzae-sativae* (Sawada) Mordue associam-se a várias espécies de *Ceratobasidium*, como: *C. cornigerum* (Bourdot) D.P. Rogers, *C. gramineum* (Ikata & T. Matsuura) Oniki et al. e *C. oryzae-sativae* P.S.

Gunnell & R.K. Webster, ou ainda, a *Tulasnella* (OGOSHI, 1987; SNEH; BURPEE; OGOSHI, 1991; CARLING; SUMNER, 1992; OGOSHI, 1996).

A obtenção de isolados de *Rhizoctonia* spp. em culturas puras, a partir de plantas doentes ou do próprio solo, é relativamente fácil e podem diferir em termos de patogenicidade e características morfológicas, culturais e fisiológicas (OGOSHI, 1996). Para que o fungo seja enquadrado dentro do gênero anamórfico *Rhizoctonia*, várias são as características que devem ser consideradas, tais como: ramificação em ângulo reto observada próximo ao septo distal em hifas jovens; presença de um septo na ramificação da hifa próximo ao seu ponto de origem; presença de septos do tipo doliporo; ramificações de hifas que são concêntricas em sua extremidade basal; ausência de grampos de conexão; ausência de conídios; tecido esclerocial não diferenciado em membrana, córtex e medula e ausência de rizomorfos (PARMETER; WHITNEY, 1970; SNEH; BURPEE; OGOSHI, 1991).

Além de ser um grupo diversificado e complexo, com aproximadamente 120 espécies registradas desde a constatação do gênero, a taxonomia convencional de *Rhizoctonia*, que utiliza características como o tamanho, forma, coloração e septação das estruturas de reprodução assexual e sexual, não pode ser aplicada totalmente (OGOSHI, 1996). A classificação da espécie *R. solani* se baseia em critérios morfológicos, fisiológicos, genéticos e patológicos (ANDERSON, 1982; OGOSHI, 1987; SNEH; BURPEE; OGOSHI, 1991; VILGALYS; CUBETA, 1994; LÜBECK, 2004; SHARON et al., 2006). É uma espécie complexa, com muitos biótipos que diferem quanto à patogenicidade, aos hospedeiros, à distribuição na natureza e à aparência em meio de cultura. A pigmentação das hifas de *R. solani* apresenta tons de marrom, embora as colônias novas apresentem coloração branca ou clara tornando-se escuras quando mais velhas. O diâmetro das hifas é relativamente largo, 8-12 µm, variando de acordo com a idade, a posição e a temperatura (PARMETER; WHITNEY, 1970; ADAMS, 1988). Em *R. solani*, o conceito de grupo de anastomose (AG) é essencial, pois representa um grupo de isolados relacionados capazes de auto reconhecimento através da fusão das hifas (anastomose) (OGOSHI, 1987; CARLING, 1996). São reconhecidos 14 grupos de anastomose de hifas em *R. solani*, denominados AG-1 até AG-13 e AG-BI (grupo *bridging isolate*, que realizam anastomose com dois ou mais grupos) (CARLING et al., 2002; LÜBECK, 2004). Sete dos 14 AGs (AG-1, AG-2, AG-3, AG-4, AG-6, AG-8 e AG-9) foram subdivididos em grupos intraespecíficos (ISG), baseados em várias características como frequência de grupos de anastomose, perfil de ácidos graxos e isoenzimas, requerimento em tiamina, morfologia de colônias e gama de hospedeiros, sendo diferenciados 23 ISGs (OGOSHI, 1987; OGOSHI, 1996; CARLING, 2000; CARLING;

KUNINAGA; BRAINARD, 2002). Nos últimos anos, estudos de homologia de DNA, pela similaridade de sequências gênicas da região ITS do rDNA têm propiciado grandes avanços na compreensão da diversidade de populações de *R. solani* (LÜBECK, 2004; SHARON et al., 2006; SHARON et al., 2008). No Agreste Meridional de Pernambuco, a rizoctoniose em feijão-caupi é causada principalmente por isolados de *R. solani* pertencentes ao grupo de anastomose AG4 HG-I, tendo em vista os resultados obtidos em análise filogenética com a utilização de sequências gênicas da região ITS do rDNA (TENÓRIO et al., 2011).

Os danos causados por *R. solani* em feijão-caupi ocorrem, principalmente, até três semanas após o plantio, e os sintomas característicos da doença são podridões de sementes e raízes, cancos no hipocótilo e tombamento de plântulas em pré e pós-emergência (RIOS, 1988; RIOS, 1990; ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005). A podridão de pré-emergência pode ser confundida com má germinação das sementes, pois o fungo infecta a radícula e o caulículo antes da germinação, provocando redução do estande. Neste caso, ocorre também podridão de sementes, provocando seu encharcamento e deformação, sendo isto um indicativo de que já estavam infectadas ou o tratamento foi ineficiente ou a semeadura foi realizada em solo já infestado. Em pós-emergência, ocorre estrangulamento, encharcamento e posterior necrose do colo, provocando o tombamento e murcha de plântulas, sendo que o fungo pode colonizar até a parte aérea, ocasionando a morte das plântulas em reboleiras (ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005).

Embora as informações sobre os efeitos da rizoctoniose no rendimento dos cultivos sejam limitadas, as perdas podem ser consideráveis e variam entre campos de uma mesma região, bem como de uma safra para outra (ABAWI; PASTOR-CORRALES, 1990). No Brasil, perdas de até 60% da produção devido à ocorrência de rizoctoniose foram registradas em feijão-caupi (CARDOSO et al., 1991).

Nos processos de infecção mecânica e enzimática por *R. solani* as enzimas envolvidas incluem DNase, RNase, lipase, alfa-amilase, celulase, quitinase, pectinase, pectato-liase, β -glucanase, protease e urease (BERTAGNOLLI; DAL SOGLIO; SINCLAIR, 1996). A atividade de *R. solani* geralmente está confinada aos 10 cm da camada superior do solo e os propágulos apresentam arranjo agregado no solo, como resultado da colonização saprofítica ou patogênica da plantas e restos de matéria orgânica fresca (OTTEN; GILLIGAN, 1998).

Em geral, *R. solani* é favorecida por temperaturas acima de 25°C, alta umidade relativa do ar e do solo, solos mal drenados, irrigações excessivas, semeaduras densas, adubação nitrogenada em excesso, alto teor de matéria orgânica, cultivos sucessivos no mesmo local e

pH ácido. Porém, os solos muito secos ou encharcados são desfavoráveis para o patógeno (OGOSHI, 1996).

A rizoctoniose é uma doença limitante para o cultivo do feijão-caupi no Agreste Meridional de Pernambuco, tendo em vista o plantio sucessivo ao feijão-comum realizado no período úmido, sendo ambas leguminosas altamente suscetíveis a *R. solani* (TENÓRIO, 2011). O fungo sobrevive na forma de esclerócios ou hifas espessadas nas plantas. Os esclerócios são responsáveis, também, por focos secundários de infecção (BAKER; MARTINSON, 1970), ou podem permanecer no solo, servindo de inóculo primário para culturas subsequentes. Sobrevive de um ano para o outro em plantas e em restos de cultura (PAPAVIZAS, 1970). A penetração desse fungo se dá através das paredes celulares da epiderme da raiz ou hipocótilo com a subsequente invasão, pelo micélio, dos tecidos da planta, que acabam por serem degradados pela ação de enzimas ou toxinas (BERTAGNOLLI; DAL SOGLIO; SINCLAIR, 1996). A disseminação de *R. solani* para novas áreas de cultivo pode ocorrer pelo movimento de tecidos colonizados do hospedeiro, solos infestados, detritos colonizados carregados pela água de irrigação, vento, animais, ou até mesmo por sementes (ABAWI; PASTOR-CORRALES, 1990).

Os esclerócios de *R. solani* são formados no solo ou em restos culturais, constituindo as estruturas de resistência. Essas estruturas são importantes fontes de inóculo primário para culturas subsequentes (SUMNER, 1996). O micélio, além de contribuir para sobrevivência e disseminação, serve para infecção, pois pode rapidamente crescer e colonizar o solo, além de sobreviver por um tempo relativamente longo no solo e em restos culturais (SNEH; BURPEE; OGOSHI, 1991). As especializações no modo de sobrevivência dos fungos fitopatogênicos habitantes do solo apresentam vantagens e desvantagens importantes. A ausência de especificidade de hospedeiro propicia uma distribuição por maiores áreas, e a sobrevivência em substrato morto representa uma estratégia evolutiva (GARRET, 1970).

Como um típico parasita facultativo, *R. solani* pode sobreviver saprofiticamente por longos períodos na ausência de hospedeiros e condições favoráveis, quase exclusivamente na forma de micélio estéril (hifas ou esclerócios) associados com detritos orgânicos no solo (VAN BRUGGEN; ARNESON, 1986). Essa estratégia de sobrevivência é denominada de colonização saprofítica e pode ocorrer pela colonização da matéria orgânica em decomposição, por propágulos produzidos sexuada ou assexuadamente, colonização de plantas voluntárias e suscetíveis ao patógeno ou até mesmo, colonização da planta sem induzir o aparecimento de sintomas nas mesmas (GARRET, 1970; OTTEN; GILLIGAN, 1998; YULIANTI; SIVASITHAMPARAM; TURNER, 2006).

3. Controle da rizoctoniose do feijão-caupi

O controle da rizoctoniose em feijão-caupi é muito difícil, principalmente, devido à elevada agressividade do patógeno, ampla gama de hospedeiros, transmissibilidade pelas sementes e alta capacidade de sobrevivência no solo mesmo na ausência da planta hospedeira (LEACH; GARBER, 1970; PAPAVIDAS, 1970; RIOS, 1988; OGOSHI, 1987; TENÓRIO, 2011). Inexistem cultivares comerciais de feijão-caupi com níveis aceitáveis de resistência à rizoctoniose e o controle químico é ineficiente, inviável economicamente e de elevado impacto ambiental (ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005). Para evitar a doença, os agricultores abandonam as áreas infestadas, gerando grandes perdas econômicas devido à desvalorização das áreas abandonadas. Diante disso, são recomendadas várias práticas culturais integradas, uma vez que utilizadas individualmente, dificilmente propiciarão o sucesso esperado. As principais medidas de controle preconizadas envolvem plantio em áreas livres dos patógenos, escolha da época de plantio, uso da rotação de culturas, tratamento de sementes e destruição de restos culturais (RIOS, 1988; ATHAYDE SOBRINHO; VIANA; SANTOS, 2005).

4. Manejo sustentável de doenças radiculares

A agricultura sustentável se baseia em quatro alicerces fundamentais: sustentabilidade (habilidade para manter o sistema em existência por um longo período de tempo quando submetido a estresse), estabilidade (obtenção consistente de rendimento a curto ou longo prazo), produtividade (capacidade de produção por área) e equidade (distribuição relativa de riqueza na sociedade). Dentre outros aspectos, a sustentabilidade agrícola implica, necessariamente, na resolução dos problemas relacionados à ocorrência de doenças de plantas, com base na conservação dos recursos naturais, aumento da diversidade biológica, redução no uso de pesticidas e maximização da produtividade (THURSTON, 1992).

A ocorrência de uma doença de planta em nível epidêmico indica que existe uma ou mais das seguintes condições: a) o patógeno é altamente virulento ou está presente em alta densidade; b) o ambiente abiótico é mais favorável para o patógeno que para a cultura ou para os antagonistas; c) a planta hospedeira é geneticamente homogênea, suscetível, e de crescimento contínuo ou extensivo; d) ausência de antagonistas ou presença em baixa densidade devido à falta de condições ambientais favoráveis, ou inibição por outros organismos (GRAHAM; MITCHELL, 1999).

A agricultura sustentável impõe certas limitações na utilização de alguns métodos de controle de doenças, devendo ser priorizadas medidas baseadas nos métodos culturais, biológicos, genéticos e físicos e, preferencialmente, excluindo métodos químicos, como o uso de agrotóxicos. A integração eficiente das práticas de controle é a base para o sucesso num programa de manejo de doenças radiculares, sendo fundamental a seleção e o uso de técnicas apropriadas. A adequação de determinada prática de controle depende de várias informações, dentre as quais se destacam o patógeno envolvido, as características epidemiológicas do patossistema, as características do agroecossistema e a eficiência da técnica específica. Além da integração das práticas de controle, um importante questionamento no manejo de doenças radiculares relaciona-se ao nível de sustentabilidade das práticas adotadas (MICHEREFF; PERUCH; ANDRADE, 2005).

No contexto do desenvolvimento de estratégias sustentáveis de manejo de doenças radiculares, a indução da supressividade do solo é um aspecto fundamental a ser investigado (BETTIOL; GHINI, 2005; STONE; SCHEUERELL; DARBY, 2004). Solos supressivos podem ser definidos como aqueles que previnem o estabelecimento dos patógenos ou inibem as suas atividades patogênicas, sendo o oposto de solos condutivos (BAKER; COOK, 1974). É importante a distinção entre supressão à doença e supressão ao patógeno. A última é a habilidade de um solo em reduzir a densidade de inóculo do patógeno e sua atividade saprofítica, enquanto a primeira é a capacidade do solo de reduzir a intensidade da doença, mesmo com alta densidade de inóculo e capacidade de sobrevivência do patógeno (HORNBY, 1983).

Os mecanismos que levam à supressividade do solo podem ser os mais variados e incluem fatores abióticos e bióticos (HORNBY, 1983; CHELLEMI; PORTER, 2001; WELLER et al., 2002; STONE; SCHEUERELL; DARBY, 2004; BETTIOL; GHINI, 2005). No entanto, interações complexas entre esses fatores tornam difícil a identificação de indicadores que possam ser utilizados em diferentes situações (ARSHAD; MARTIN, 2002) e refletem na dificuldade frequentemente encontrada para distinção entre fatores primários e secundários responsáveis pela supressividade (BETTIOL; GHINI, 2005).

Como os microrganismos constituem a parte viva e mais ativa da matéria orgânica, existem indicações de que atributos microbiológicos podem detectar alterações provocadas por diferentes tipos de manejos do solo em um estágio anterior ao das mudanças nos atributos químicos e físicos. Sabendo-se que os microrganismos são parte integrante da qualidade do solo, é necessário um melhor entendimento da dinâmica e estrutura das comunidades microbianas. Nesse contexto, indicadores biológicos têm sido frequentemente usados para

avaliar alterações na qualidade do solo pelo uso de diferentes práticas e sistemas de manejo. Nos últimos anos, vários trabalhos foram desenvolvidos avaliando os indicadores biológicos do solo e os resultados têm mostrado que os métodos de avaliação podem ser divididos em quatro grupos, dependendo da informação propiciada: a) população e biomassa microbiana do solo; b) atividade microbiana no solo; c) diversidade e estrutura na comunidade microbiana no solo; d) interações planta-microbiota (BENEDETTI; DILLY, 2006).

O papel dos microrganismos nos processos funcionais de um ecossistema complexo como o solo pode ser facilitado através das análises da composição da comunidade microbiana (BORNEMAN et al., 2004). Solos supressivos a patógenos de plantas ocorrem no mundo inteiro e para muitos destes solos a base biológica da supressividade tem sido descrita. Na supressividade geral, a microbiota do solo compete com o patógeno por recursos ou fontes de nutrientes ou causa a inibição deste por diversas formas de antagonismo, mas geralmente esse tipo de supressividade não é transferível (WELLER et al., 2002).

Os fatores biológicos que controlam doenças radiculares são, possivelmente, os mais estudados e conhecidos. Dentre os organismos envolvidos na supressividade de solos, os fungos são os mais estudados. Isso se deve ao interesse na obtenção de produtos comerciais à base de fungos para o controle biológico de patógenos habitantes do solo. Embora a influência dos fungos não seja ainda perfeitamente conhecida, sabe-se que desempenham um papel muito importante nas transformações dos constituintes do solo. Na sua aptidão para decompor os resíduos orgânicos, os fungos são mais versáteis e talvez mais persistentes do que quaisquer outros grupos (SIQUEIRA; FRANCO, 1988).

Dentre os fungos, os mais estudados pertencem ao gênero *Trichoderma*. Há alguns anos, a eficiência desse fungo era discutida, mas sem uso comercial. Entretanto, diversos produtos à base desse antagonista são comercializados atualmente. Além de *Trichoderma*, vários outros fungos são descritos como agentes de controle biológico de patógenos veiculados pelo solo e comercializados em diferentes regiões, tais como: *Coniothyrium minitans* Camp., *Paraconiothyrium minitans* (Camp.) Verkley, *Fusarium oxysporum* não patogênico, *Pythium oligandrum* Drechsler, *Sporidesmium sclerotivorum* Uecker, *Gliocladium virens* Mill., Giddens & Foster e *Clonostachys rosea* (Link & Fr.) Schroers, entre outros (WHIPPS; MCQUILKEN, 2009).

Dentre as bactérias envolvidas na supressividade dos solos, as espécies de *Pseudomonas* do grupo fluorescente e *Bacillus* são as mais estudadas (WHIPPS; MCQUILKEN, 2009). As bactérias geralmente participam ativamente, de todas as transferências orgânicas importantes, para que o solo possa manter com sucesso os vegetais

superiores (SIQUEIRA; FRANCO, 1988). Além da ação direta nos solos por antibiose e competição, precisa ser considerada a ação das rizobactérias promotoras de crescimento na bioproteção de plantas contra patógenos. Dentro do gênero *Bacillus*, as espécies *Bacillus subtilis* Cohn e *Bacillus pumilus* Meyer & Gottheil se destacam quanto à capacidade de inibir tanto bactérias, como fungos fitopatogênicos. As actinobactérias (actinomicetos) também são importantes no controle de fitopatógenos, sendo a ação devida principalmente à produção de antibióticos. As bactérias envolvidas na supressividade não estão limitadas aos grupos citados, os quais são provavelmente os mais estudados devido à maior ocorrência nos solos (WHIPPS; MCQUILKEN, 2009).

Cada organismo apresenta um determinado potencial de controlar naturalmente os patógenos habitantes do solo. Assim, o importante é buscar práticas agrícolas que estimulem a sobrevivência e a multiplicação desses organismos para manter ou tornar o solo supressivo. Os organismos relacionados com a supressividade agem por meio de mecanismos envolvidos tais como: antibiose ou amensalismo, parasitismo, competição, predação e indução de resistência do hospedeiro. Apesar das possibilidades descritas anteriormente, diversos organismos agem por mais de um mecanismo, sendo por isso beneficiados no ambiente em que vivem (BETTIOL et al., 2009; WHIPPS; MCQUILKEN, 2009).

A contagem de populações de microorganismos cultiváveis em placas representa somente uma pequena proporção da comunidade microbiana total do solo (TORSVIK; SØRHEIM; GOKSØYR, et al., 1996), motivo pelo qual as técnicas baseadas em isolamento e cultivo de microrganismos são consideradas inadequadas para refletirem a comunidade microbiana no solo (FLIEßBACH; WIDMER, 2006). Dois métodos intensivamente utilizados na análise da qualidade microbiológica do solo incluem a determinação biomassa do carbono microbiano no solo e da respiração microbiana no solo (BENEDETTI; DILLY, 2006).

A biomassa microbiana do solo compreende a parte viva da matéria orgânica do solo, excluídas as raízes e organismos maiores do que $5 \times 10^3 \mu\text{m}^3$, contendo, em média, 1 a 5% do carbono orgânico total do solo (JENKINSON; LADD, 1981; SMITH; PAUL, 1990; SPARLING, 1997). Operacionalmente, a biomassa microbiana do solo atua como agente de transformação da matéria orgânica, na ciclagem de nutrientes e no fluxo de energia (WARDLE; GILLER, 1996). Constituindo a maior parte da fração ativa da matéria orgânica, a biomassa microbiana do solo pode ser enquadrada como o compartimento central do ciclo do carbono, sendo mais sensível que o resultado quantitativo do C orgânico e do N total para aferir alterações na matéria orgânica do solo (GAMA-RODRIGUES, 1999). A biomassa microbiana do solo não é uma estimativa da atividade dos microrganismos do solo, mas da

massa microbiana viva total do solo, com base na concentração de algum elemento ou de alguma substância celular, considerando-se a população microbiana como uma entidade única (DE-POLLI; GUERRA, 1999).

A atividade microbiana no solo resulta da somatória da atividade de células individuais que pode ser estimada através da quantificação de certos processos específicos como taxa de respiração, produção de ATP, biossíntese de macromoléculas como proteínas e ácidos nucleicos, taxa de transformação de N, consumo de substratos e acúmulo de produtos específicos, taxa de mineralização do P, taxa de decomposição da matéria orgânica, atividade enzimática global e específica e densidade populacional (SIQUEIRA; FRANCO, 1988). A avaliação da quantidade de CO₂ liberada pela respiração dos microrganismos é um dos métodos mais tradicionais e mais utilizados para avaliar a atividade metabólica da população microbiana do solo (ALEF, 1995; TÓTOLA; CHAER, 2002).

Nesse contexto, a supressividade do solo pode ser induzida de várias maneiras, dentre as quais, pela utilização de práticas culturais. O controle cultural das doenças radiculares consiste basicamente na manipulação das condições de pré-plantio e desenvolvimento do hospedeiro em detrimento do patógeno, objetivando a indução a supressividade do solo, a supressão do aumento e/ou a destruição do inóculo existente, escape das culturas ao ataque potencial do patógeno e a regulação do crescimento da planta direcionado a menor suscetibilidade. As principais práticas culturais envolvidas no controle de doenças radiculares são rotação de culturas, adubação verde, manejo do solo e dos restos culturais, população adequada de plantas, irrigação, compostagem, fertilização orgânica do solo, manipulação da época de plantio e profundidade da semeadura (BAKER; COOK, 1974; PALTÍ, 1981; BAILEY, 1997; PETERS et al., 2003; REIS; CASA; HOFFMANN, 2005; BEDENDO; MASSOLA; AMORIM, 2011; REIS; CASA; BIANCHIN, 2011) .

5. Manejo das doenças radiculares pela rotação de culturas

A rotação de culturas, a prática mais antiga no controle de doenças e de pragas (COOK; VESETH, 1991), continua sendo o mais eficiente entre os métodos culturais de controle. No Brasil, ênfase ao controle de doenças pela rotação de culturas tem sido dada em cereais de inverno (REIS; SANTOS, 1983; REIS; CASA; BIANCHIN, 2011).

Sob o ponto de vista fitotécnico, a rotação de culturas é a alternância regular de diferentes culturas em uma mesma área. Essa troca deve ser efetuada de acordo com um planejamento adequado, no qual devem ser considerados diversos fatores, entre eles a cultura

predominante da região, em torno da qual será programada a rotação, além dos fatores ambientais que influenciarão nas culturas escolhidas para integrarem o sistema (SANTOS; REIS; DERPSCH, 1983). A rotação de culturas pode ser também definida como a alternância ordenada de diferentes culturas, num espaço de tempo, na mesma lavoura, obedecendo a finalidades definidas, sendo que uma espécie vegetal não é repetida, no mesmo lugar, com intervalo menor do que dois e se possível, três ou mais anos (DERPSCH, 1985).

Sob o ponto de vista fitopatológico, rotação de culturas consiste no plantio de espécies vegetais diferentes, num mesmo local da lavoura, na mesma estação de cultivo em anos alternados, onde os restos culturais do cultivo anterior foram eliminados biologicamente. Sendo assim, a cultura alvo não é cultivada sobre seus restos culturais. Neste contexto, a palha foi eliminada pela ação decompositora dos microrganismos do solo; foram biologicamente degradados de tal maneira que o inóculo foi eliminado ou mantido abaixo do limiar numérico de infecção. Contrariamente, monocultivo consiste no cultivo da mesma espécie vegetal, no mesmo local da lavoura, onde estão presentes seus próprios restos culturais (REIS; CASA; BIANCHIN, 2011). Muitas vezes são confundidos os significados dos termos sucessão e rotação de culturas. Sucessão de culturas é uma sequência pré-estabelecida de culturas, dentro do mesmo ano agrícola, exemplificando: cultivo do trigo (*Triticum aestivum* L) e em seguida da soja [*Glycine max* (L.) Merr.] no Sul do Brasil, e também o cultivo do milho (*Zea mays* L.) e do feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.) na safrinha. Neste contexto, a mesma espécie vegetal está sendo cultivada em sucessão no mesmo ano agrícola, sendo isto, exemplos de sucessão da mesma espécie vegetal ou dupla monocultura anual, o manejo das culturas em safrinha pode determinar a intensidade máxima de uma doença. A prática generalizada da monocultura no Brasil vem apresentando problemas alarmantes, tanto nos custos de produção como nos índices de produtividades das culturas (REIS; CASA; HOFFMANN, 2005).

A rotação de culturas, em geral, propicia numerosos benefícios para a produção agrícola. Pode auxiliar na conservação, manutenção ou reparação dos recursos do solo, incluindo matéria orgânica, nitrogênio e outros nutrientes, bem como características físicas e químicas (BALL et al., 2005; KARLEN et al., 2006). Rotações de culturas têm sido associadas com aumento na fertilidade do solo e estabilidade dos agregados, propiciando o manejo da água no solo e a redução da erosão (BALL et al., 2005). As rotações são essenciais para manutenção da produtividade e redução do inóculo de patógenos habitantes do solo e de doenças radiculares, que podem devastar os cultivos em monoculturas consecutivas (COOK, 1986; COOK, 2000; KRUPINSKY et al., 2002; PETERS et al., 2003; LARKIN; GRIFFIN; HONEYCUTT, 2010).

Um aspecto importante a considerar na utilização da rotação de culturas é a contribuição para a diversidade e estabilidade do agroecossistema. O número de interações tróficas entre os componentes de um ecossistema é tanto maior quanto mais numerosas forem as espécies e, conseqüentemente, a estabilidade tenderá a aumentar, por ser esta uma função direta da diversidade (GLIESSMAN, 2001; PENTEADO, 2010). Portanto, práticas culturais que envolvam a alternância das espécies vegetais numa mesma área de plantio, como a rotação de culturas e a adubação verde, aumentam a diversidade de espécies, a quantidade e qualidade dos resíduos vegetais, e da matéria orgânica, além da agregação do solo (BAYER et al., 2001; BURLE et al., 2006; PENTEADO, 2010), ampliando a diversidade do agroecossistema e aumentando sua estabilidade (SOUZA; PIRES, 2002).

A rotação de culturas pode levar à redução da densidade de inóculo de um determinado fitopatógeno por dois mecanismos: (a) supressão do alimento, pela decomposição ou mineralização da matéria orgânica dos restos culturais e exaustão nutricional do substrato, submetendo o patógeno à competição microbiana e inanição; (b) desenvolvimento da supressividade do solo ou aumento da atividade de microrganismos antagonistas no solo, pois as espécies vegetais alternativas, cultivadas, poderão criar condições favoráveis para a seleção de um grupo desejado de antagonistas e aumento de sua população (REIS; CASA; BIANCHIN, 2011).

No controle de doenças radiculares pela rotação de culturas, uma cultura somente deverá voltar a ser cultivada na mesma lavoura quando a densidade de inóculo do patógeno alvo do controle estiver abaixo do limiar numérico de infecção. Para se determinar o intervalo da rotação de culturas, deve-se ter conhecimento sobre a gama de hospedeiros e os mecanismos de sobrevivência dos patógenos (BEDENDO; MASSOLA; AMORIM 2011; REIS; CASA; HOFFMANN, 2005; REIS; CASA; BIANCHIN, 2011). A escolha das culturas que poderão integrar um sistema de rotação depende de fatores técnicos e econômicos. Dentre os fatores técnicos, podem ser citados: adaptação das culturas à região, considerando o risco de investimentos; o aspecto fitossanitário em relação ao controle de doenças e de pragas, a possibilidade de uma cultura tornar-se erva daninha nos cultivos subsequentes, ou de forma inversa, permitir o seu controle; o valor da tecnologia disponível para a cultura; a disponibilidade de equipamentos e de mão-de-obra necessária para sua exploração (SANTOS; REIS; DERPSCHE, 1983). Geralmente, as espécies de folhas largas podem ser alternativas para integrar um sistema de rotação com gramíneas e vice-versa (BEDENDO; MASSOLA; AMORIM 2011; REIS; CASA; HOFFMANN, 2005; REIS; CASA; BIANCHIN, 2011).

O uso da rotação de culturas tem sido investigado para o controle da rizoctoniose em várias culturas, dentre as quais batata (*Solanum tuberosum* L.) (GILLIGAN; SIMONS; HIDE, 1996; LARKIN; HONEYCUTT, 2006; LARKIN; GRIFFIN; HONEYCUTT, 2010), beterraba (*Beta vulgaris* L.) (RUSH; WINTER, 1990; BUHRE et al., 2009), milho (SUMNER; BELL, 1986) e trigo (SCHILLINGER; PAULITZ, 2006; PAULITZ; SCHROEDER; SCHILLINGER, 2010). Em feijão-comum, a rotação com as culturas de trigo, cevada (*Hordeum vulgare* L.), centeio (*Secale cereale* L.) e aveia (*Avena sativa* L.) vem propiciando a redução na severidade das doenças radiculares causadas por fungos há muitos anos (SNYDER; SCHROTH; CHRISTOU, 1959; PATRICK; TOUSSON; KOCH, 1964; GLYNNE, 1965; COOK; BAKER, 1983; ABAWI, 1989; ABAWI; PASTOR-CORRALES, 1990; ABAWI; WIDMER, 2000).

As plantas são uma força importante de mudanças na comunidade microbiana do solo e muitos estudos têm documentado os efeitos de rotações de culturas nas comunidades microbianas (LUPAWAYI; RICE; CLAYTON, 1998; LARKIN, 2003; STURZ; CHRISTIE, 2003; GARBEVA; VAN VEEN; VAN ELSAS, 2004; MAZZOLA, 2004; LARKIN, 2008; HUNGRIA et al., 2009; LADYGINA; HEDLUND, 2010; LARKIN; GRIFFIN; HONEYCUTT, 2010).

O uso de cultivos específicos para obter efeitos sobre a comunidade microbiana e o desenvolvimento de solos supressivos às doenças é um procedimento viável de manejo de doenças, algumas vezes referido como um manejo ativo de microrganismos do solo (STURZ; CHRISTIE, 2003; WELBAUM et al., 2004; GARBEVA; VAN VEEN; VAN ELSAS, 2004; MAZZOLA, 2004; JANVIER et al., 2007; RYAN et al., 2009). O objetivo desse procedimento é modificar as características microbianas do solo através de práticas de manejo que aumentem a quantidade, atividade e diversidade de organismos benéficos às plantas e antagonismos aos patógenos, resultando na supressão de doenças. No entanto, existe pouco conhecimento sobre as populações, características e interações entre plantas e microrganismos que resultam na supressividade. Portanto, há necessidade de maiores informações relacionadas aos efeitos do manejo cultural nas comunidades microbianas do solo e suas relações às doenças radiculares (LARKIN; GRIFFIN; HONEYCUTT, 2010).

6. Manejo das doenças radiculares pela adubação verde

Até 1950, a adubação verde era uma prática muito utilizada e estava incorporada aos sistemas de produção dos agricultores brasileiros. No entanto, a partir desse período, com o

advento da chamada “modernização da agricultura”, houve grande estímulo ao uso da mecanização, de adubos minerais industrializados e agrotóxicos, o que acarretou o abandono paulatino da adubação verde por parte dos agricultores (SOUZA; PIRES, 2002).

A adubação verde consiste no plantio de uma espécie vegetal que, após atingir seu pleno desenvolvimento vegetativo, será cortada ou acamada, sendo a sua massa verde produzida deixada sobre a superfície ou incorporada ao solo, com a finalidade de manter ou aumentar o conteúdo de matéria orgânica, que propicia melhorias nas condições físicas, químicas e biológicas do solo, favorecendo o crescimento e rendimento das culturas econômicas em sucessão (ABAWI; WIDMER, 2000; SOUZA; PIRES, 2002; PENTEADO, 2010). A incorporação de plantas condicionadoras de solo, como se caracterizam as espécies utilizadas como adubos verdes, permite uma ciclagem mais rápida de nutrientes, o que favorece a cultura em sequência, principalmente pela disponibilização de elementos como o nitrogênio e cátions trocáveis (PITOL et al., 2006; PENTEADO, 2010).

A incorporação de materiais vegetais no solo pode exercer influência sobre as populações dos patógenos e/ou as atividades patogênicas no solo (STOVER, 1962; PATRICK; TOUSSON; KOCH, 1964; SUMNER; DOUPNIK; BOOSALIS, 1981; BOCKUS; SHROYER, 1998; RODRÍGUEZ-KÁBANA; CALVET, 1994; DAVET, 2004; SHARMA, 2006; PENTEADO, 2010). A incorporação de resíduos pode intensificar a atividade microbiana do solo e a competição entre os microrganismos, promovendo a lise de estruturas dos patógenos e favorecendo o desenvolvimento das plantas (COOK; BAKER, 1983; HUANG; KUHLMAN, 1991), mas alguns resíduos promovem o aumento da incidência de doenças, por prover uma base alimentar, aumentando a sobrevivência do patógeno (GRÜNWALD; HU; VAN BRUGGEN, 2000).

A escolha das culturas que poderão integrar um sistema de adubação verde depende de fatores, dentre os quais: a adaptação edafo-climática da cultura à região; o aspecto fitossanitário, pois a espécie cultivada como adubo verde não pode ser hospedeira dos mesmos patógenos e pragas da cultura principal; a possibilidade da cultura tornar-se planta daninha nos cultivos subsequentes; a disponibilidade de equipamento e de mão-de-obra necessária para exploração da cultura; e a disponibilidade de sementes da espécie vegetal (SANTOS; REIS; DERPSCH, 1983; ABAWI; THURSTON, 1994; PENTEADO, 2010).

A época de incorporação ao solo é um aspecto relevante na utilização de adubos verdes, pois as plantas devem ser cortadas antes que as sementes se tornem viáveis. Do ponto de vista da produção de massa verde, das melhores condições de decomposição e do maior teor de nitrogênio (N), o estágio de plena floração, com mais de 50% das plantas em

florescimento, é a melhor época de incorporação ao solo. Devido aos possíveis efeitos alelopáticos que sobrevivem à decomposição dos resíduos do adubo verde, a semeadura da cultura subsequente deve ser realizada a partir de duas semanas da incorporação (MONEGAT, 1991; PENTEADO, 2010).

As leguminosas são as espécies vegetais mais utilizadas na adubação verde, mas algumas gramíneas também se destacam como condicionadoras de solo. As leguminosas se destacam pela capacidade de fixarem nitrogênio atmosférico, através da simbiose com bactérias dos gêneros *Rhizobium* e *Bradyrhizobium*. Além disso, produzem boa quantidade de biomassa, resultam em matéria orgânica rica em proteínas, possuem sistema radicular bem ramificado e profundo, capaz de extrair nutrientes que se encontram em camadas mais profundas do solo, que serão disponibilizados para absorção pelas plantas após a incorporação e decomposição da leguminosa ao solo (SOUZA; PIRES, 2002; SHARMA, 2006; PENTEADO, 2010).

Dentre as leguminosas mais cultivadas como adubo verde no Brasil, destacam-se: crotalária juncea (*Crotalaria juncea* L.), crotalária spectabilis (*Crotalaria spectabilis* Roth.), feijão-de-porco [*Canavalia ensiformis* (L.) DC], guandu [*Cajanus cajan* (L.) Millsp.], labe-labe (*Dolichos lablab* L.), mucuna preta (*Stilozobium aterrimum* Piper & Tracy) e mucuna anã (*Stilozobium deeringianum* Bort.) (CALEGARI et al., 1992; BURLE et al., 2006; PENTEADO, 2010).

A crotalária juncea é uma planta de clima tropical e subtropical, relativamente tolerante à seca, desde que não ocorram compactação e adensamento do solo. Desenvolve-se bem em solos argilosos a franco-arenosos, não tolerando encharcamento. A taxa de decomposição da espécie é mais baixa do que de outras leguminosas, com exceção do guandu, devido aos elevados teores de lignina e celulose, além da relação C/N mais alta do seu material vegetal. A crotalária spectabilis é uma planta de clima tropical e subtropical, mas intolerante à seca e somente se adapta ao cultivo no período chuvoso. O feijão-de-porco é uma planta de origem tropical, adaptada ao clima seco, sendo muito cultivado em regiões quentes e semiáridas como cobertura de solo e adubação verde. Essa espécie tem ampla adaptação às condições edáficas, tolerando, além de solos ácidos e de baixa fertilidade, solos salinos e mal drenados, com texturas variando de arenosas a argilosas. O guandu é uma das leguminosas mais comumente semeadas nas regiões tropicais e subtropicais, até mesmo em regiões áridas e semiáridas. Com ampla adaptação às condições ambientais, mostra-se resistente à seca, mas muito sensível à geada. É uma planta pouco exigente em fertilidade do solo, desenvolvendo-se bem em solos argilosos e franco-argilosos, mas não tolera solos mal

drenados. A decomposição do guandu é lenta em relação a outras leguminosas, devido à elevada relação C/N. O labe-labe é uma planta de clima tropical e subtropical, adaptada ao cultivo no período de chuva, pois é sensível à deficiência hídrica. Essa espécie se adapta aos solos de texturas argilosas até arenosas, com melhor desenvolvimento naqueles bem drenados e férteis. A mucuna-preta desenvolve-se bem em condições de deficiência hídrica, suporta temperaturas elevadas, mas não tolera encharcamento e nem geadas. Adapta-se a solos de várias texturas, de argilosos a arenosos, tolera acidez e não é exigente em fertilidade do solo. A maioria dessas leguminosas não é recomendada como forrageira, por conter substâncias tóxicas aos animais (MIYASAKA, 1984; CALEGARI et al., 1992; BURLE et al., 2006; PENTEADO, 2010).

Dentre as gramíneas utilizadas como adubos verdes em condições tropicais destacam-se o milheto [*Pennisetum glaucum* (L.) Brown], o milho e o sorgo forrageiro [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] (SOUZA; PIRES, 2002). O milheto é uma planta com boa tolerância à seca e acentuada capacidade em adaptar-se a diferentes solos, de baixa fertilidade e com elevados níveis de alumínio e baixo pH. A principal limitação do uso dessa espécie como adubo verde está relacionada à época de manejo da fitomassa que, se não for seguida rigorosamente, poderá produzir rebrotamento ou germinação de grãos viáveis (BURLE et al., 2006). O sorgo é uma planta de ciclo anual, com elevada produção de fitomassa, porém de decomposição lenta (PENTEADO, 2010).

O princípio do controle de patógenos radiculares via adubação verde está relacionado à melhoria da fertilidade do solo e do aumento da matéria orgânica, além da produção, por parte da planta em decomposição incorporada ao solo, de substâncias com ação antagônica aos fitopatógenos habitantes do solo (STONE; SCHEUERELL; DARBY, 2004). No manejo de doenças radiculares devem ser usados adubos verdes que reduzam a população dos patógenos no solo e melhorem as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, além de manter o caráter econômico do sistema de produção. No entanto, a resposta do patógeno pode ser variável, em função do tipo de material orgânico incorporado ao solo, da sua relação C/N e do nível de decomposição, dentre outros fatores (HOITINK; MADDEN; BOEHM, 1996; HASNA et al., 2007). Em sistemas de manejo de doenças envolvendo a incorporação de material orgânico ao solo, o aumento dos teores de C associado à diminuição da quantidade de N livre tem levado à supressão das doenças (LEWIS; PAPAVIDAS, 1975; DAVET, 2004).

No solo, o sucesso ou falha na sobrevivência de *R. solani* são afetados por fatores físicos, químicos e biológicos. Juntamente com o tipo, a quantidade e a disponibilidade de fontes energéticas no solo, os compostos voláteis liberados pela decomposição das plantas

afetam consideravelmente a sobrevivência do patógeno. Resíduos de plantas com elevada relação C/N, quando decompostos no solo, resultam na liberação de compostos voláteis que podem reduzir a sobrevivência e a atividade saprofítica de *R. solani* no solo (LEWIS; PAPAIVIZAS, 1975; HOITINK; MADDEN; BOEHM, 1996). O grau de decomposição dos resíduos vegetais também é um aspecto importante, pois resíduos com baixa relação C/N, quando frescos, podem propiciar a ocorrência de *R. solani*, mas podem ser supressivos ao sofrer decomposição (CHUNG; HOITINK; LIPPS, 1988).

Em estudo realizado no Cerrado brasileiro (TOLEDO-SOUZA et al., 2008), foi avaliada a influência da incorporação de restos culturais das leguminosas crotalária *spectabilis*, estilosantes [*Stylosanthes guianensis* (Aublet) Sw.] e guandu-anão, e das gramíneas braquiária [*Brachiaria brisantha* (Rich.) Stapf.], capim-mombaça (*Panicum maximum* Jacq.), milho, milho e sorgo granífero, na população de *R. solani* em solos naturalmente infestados e destinados ao cultivo com feijão-comum. As leguminosas aumentaram as populações de *R. solani* no solo, enquanto plantios prévios de gramíneas foram supressores das populações desse fungo nas áreas infestadas. Segundo os autores, um dos fatores que pode ter contribuído para esse resultado pode ter sido a relação C/N, que normalmente é maior nas gramíneas e menor nas leguminosas.

Em estudo realizado no estado de Nova Iorque (Estados Unidos da América), resultados de testes realizados em casa de vegetação demonstraram que adubos verdes incorporados ao solo diferiram na supressão das doenças radiculares do feijoeiro-comum, dentre as quais a rizoctoniose. A incorporação prévia de centeio (*Secale cereale* L.) no solo propiciou reduções significativas nos níveis de doenças radiculares, enquanto a incorporação de ervilhaca (*Vicia sativa* L.) resultou em maior severidade das doenças e menor rendimento da cultura (ABAWI; WIDMER, 2000).

Inexistem estudos envolvendo o manejo da rizoctoniose do feijão-caupi pelo uso da rotação de culturas e adubos verdes como possíveis indutores da supressividade do solo, indicando a necessidade dessas pesquisas.

A presente tese teve como objetivos: a) avaliar o potencial da utilização de diferentes rotações de culturas e adubos verdes na indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi; b) identificar os possíveis fatores bióticos dos solos responsáveis pela supressividade; e c) analisar a estabilidade do controle pela rotação de cultura selecionada em relação a diferentes isolados e densidades de inóculo do patógeno, bem como solos de diferentes localidades.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABAWI, G. S. Root rot. In: SCHWARTZ, H. F.; PASTOR-CORRALES, M. A. (Eds.). **Bean production problems: disease, insect, soil and climatic constraints of *Phaseolus vulgaris***. Cali: CIAT, 1989. p. 105-157.
- ABAWI, G. S.; PASTOR-CORRALES, M. A. **Root rots of beans in Latin America and Africa: diagnosis, research methodologies, and management strategies**. Cali: CIAT, 1990. 114 p.
- ABAWI, G. S.; THURSTON, H. D. Effects of organic mulches, soil amendments, and cover crops on soilborne plant pathogens and their root diseases: a review. In: THURSTON, H. D.; SMITH, M.; ABAWI, G. S.; KEARL, S. (Eds.). **Tapado: slash/mulch: how farmers use it and what researchers know about it**. Ithaca: Cornell University, 1994. p. 89-99.
- ABAWI, G. S.; WIDMER, T. L. Impact of soil health management practices on soil-borne pathogens, nematodes and root diseases of vegetable crops. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 15, n. 1, p. 37-47, 2000.
- ADAMS, G. C. *Thanatephorus cucumeris (Rhizoctonia solani)*, a species complex of wide host range. **Advances in Plant Pathology**, London, v. 6, p. 535-552, 1988.
- ALEF, K. Estimation of soil respiration. In: ALEF, K.; NANNIPIERI, P. (Eds.). **Methods in soil microbiology and biochemistry**. New York: Academic Press, 1995. p. 464-470.
- ANDERSON, N. A. The genetics and pathology of *Rhizoctonia solani*. **Annual Review Phytopathology**, Palo Alto, v. 20, p. 329-74, 1982.
- ARSHAD, M. A.; MARTIN, S. Identifying critical limits for soil quality indicators in agro-ecosystems. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 88, n. 1, p.153-160, 2002.
- 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. (Eds.). **Feijão-caupi: avanços tecnológicos**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. p. 461-484.
- BAILEY, K. L. IPM practices for reducing fungicide use in field crops. In: PIMENTEL, D. (Ed.). **Techniques for reducing pesticide use**. New York: John Wiley & Sons, 1997. p. 293-316.
- BAKER, K. F.; COOK, R. J. **Biological control of plant pathogens**. San Francisco: W.H. Freeman, 1974. 433 p.
- BAKER, R.; MARTINSON, C. A. Epidemiology of diseases caused by *Rhizoctonia solani*. In: PARMETER JR., J. R. (Ed.). ***Rhizoctonia solani*: biology and pathology**. Berkeley: The University of California Press, 1970, p. 172-188.
- BALL, B. C.; BINGHAM, I.; REES, R. M.; WATSON, C. A. The role of crop rotations in determining soil structure and crop growth conditions. **Canadian Journal of Plant Science**, Ottawa, v. 85, n. 5, p. 557-577, 2005.

- BAYER, C.; MARTIN-NETO, L.; MIELNICZUK, J.; PILLON, C. N.; SANGO, L. Changes in soil organic matter fractions under subtropical no-till cropping systems. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 65, n. 5, p. 1473-1478, 2001.
- BEDENDO, I. P.; MASSOLA JR., N. S.; AMORIM, L. Controles cultural, físico e biológico de doenças de plantas. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. (Eds.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 4. ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2011. p. 367-387.
- BENEDETTI, A.; DILLY, O. Introduction. In: BLOEM, J.; HOPKINS, D. W.; BENEDETTI, A. (Eds.). **Microbiological methods for assessing soil quality**. Wallingford: CABI Publishing, 2006. p. 3-14.
- BERTAGNOLLI, B. L.; DAL SOGLIO, F. K.; SINCLAIR, J. B. Extracellular enzyme profiles of the fungal pathogen *Rhizoctonia solani* isolate 2B-12 and two antagonists, *Bacillus megaterium* strain B153-2-2 e *Trichoderma harzianum* isolate Th 008.I. Possible correlations with inhibition of growth and biocontrol. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, London, v. 48, n. 1, p. 145-160, 1996.
- BETTIOL, W.; GHINI, R. Solos supressivos. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. (Eds.). **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE - Imprensa Universitária, 2005. p. 125-153.
- BETTIOL, W.; GHINI, R.; MARIANO, R. L. R.; MICHEREFF, S. J.; MATTOS, L. P. V.; ALVARADO, I. C. M.; PINTO, Z. V. Supressividade a fitopatógenos habitantes do solo. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. (Eds.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna: Embrapa Meio-Ambiente, 2009. p. 183-205.
- BEZERRA, F. M. L.; SAUNDERS, L. C. U. Irrigação de dois cultivares de feijão-de-corda (*Vigna unguiculata* (L.) Walp) em três épocas de plantio sob dois níveis de irrigação no Vale do Curu. **Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v. 23, n. 1/2, p. 39-44, 1992.
- BOCKUS, W. W.; SHROYER, J. P. The impact of reduced tillage on soilborne plant pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 36, p. 485-500, 1998.
- BORNEMAN, J.; OLATINWO, R.; YIN, B.; BECKER, O. J. An experimental approach for identifying microorganisms involved in specified functions: utilisation for understanding a nematode suppressive soil. **Australasian Plant Pathology**, Collingwood, v. 33, n. 2, p. 151-155, 2004.
- BUHRE, C.; KLUTH, C.; BÜRCKY, K.; MÄRLÄNDER, B.; VARRE LMANN, M. Integrated control of root and crown rot in sugar beet: combined effects of cultivar, crop rotation, and soil tillage. **Plant Disease**, St. Paul, v. 93, n. 2, p. 155-161, 2009.
- BURLE, M. L.; CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F.; PEREIRA, J. Caracterização das espécies de adubo verde. In: CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F. (Eds.). **Cerrado: adubação verde**. Planaltina: Embrapa Cerrado, 2006. p. 71-142.
- CALEGARI, A.; ALCÂNTARA, P. B.; MIYASAKA, S.; AMADO, T. J. Caracterização das principais espécies de adubo verde. In: COSTA, M. B. B. (Coord.). **Adubação verde no sul do Brasil**. Rio de Janeiro: AS-PTA, 1992. p. 207-327.

CARDOSO, J. E.; POZZER, L.; BEVITORI, R.; VIRGENS, D. A. Avaliação de perdas no feijão-de-corda (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) causadas pela podridão radicular de *Rhizoctonia* (*R. solani* Kühn). In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE CAUPI, 3., Fortaleza, CE, 1991. **Anais ...** Fortaleza: Imprensa Universitária - UFC, 1991. p. 51.

CARLING, D. E. Grouping in *Rhizoctonia solani* by the anastomosis reaction. In: SNEH, B.; JABAJI-HARE, S.; NEATE, S.; DIJST, G. ***Rhizoctonia* species: taxonomy, molecular biology, ecology, pathology and disease control**. Amsterdam: Kluwer, 1996. p. 37-47.

CARLING, D. E. Anastomosis groups and subsets of anastomosis groups of *Rhizoctonia solani*. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON RHIZOCTONIA, 3. 2000, Taichung. **Abstracts ...** Taichung: International Symposium on *Rhizoctonia*, 2000. p. 14.

CARLING, D. E.; BAIRD, R. E.; GITAITIS, R. T.; BRAINARD, K. A.; KUNINAGA, S. Characterization of AG-13, a newly reported anastomosis group of *Rhizoctonia solani*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 92, n. 8, p. 893-899, 2002.

CARLING, D. E.; KUNINAGA, S.; BRAINARD, K. A. Hyphal anastomosis reactions, rDNA-internal transcribed spacer sequences, and virulence levels among subsets of *Rhizoctonia solani* anastomosis group-2 (AG-2) and AG-BI. **Phytopathology**, St. Paul, v. 92, n. 1, p. 43-50, 2002.

CARLING, D. E.; SUMNER, D. R. *Rhizoctonia*. In: SINGLETON, L. L.; MIHAIL, J. D.; RUSH, C. M. (Eds.). **Methods for research on soilborne phytopathogenic fungi**. St. Paul: APS Press, 1992. p. 157-165.

CHELLEMI, D. O.; PORTER, I. J. The role of plant pathology in understanding soil health and its application to productive agriculture. **Australasian Plant Pathology**, Collingwood, v. 30, n. 1, p. 103-109, 2001.

CHUNG, Y. R.; HOITINK, H. A. H.; LIPPS, P. E. Interactions between organic-matter decomposition level and soilborne disease severity. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 24, n. 1-3, p. 183-193, 1988.

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. (Embrapa Meio-Norte. Documentos, 56).

COOK, R. J. Interrelationships of plant health and the sustainability of agriculture, with special reference to plant diseases. **American Journal of Alternative Agriculture**, Greenbelt, v. 1, p. 19-24, 1986.

COOK, R. J. Advances in plant health management in the twentieth century. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 38, p. 95-116, 2000.

COOK, R. J.; BAKER, K. F. **The nature and practice of biological control of plant pathogens**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1983. 539 p.

COOK, R. J.; VESETH, R. J. **Wheat health management**. St. Paul: APS Press, 1991. 248 p.

DAVET, P. **Microbial ecology of the soil and plant growth**. Enfield: Science Publishers, 2004. 392 p.

DE-POLLI, H.; GUERRA, J. G. M. C, N e P na biomassa microbiana do solo. In: SANTOS, G. A.; CAMARGO, F. A. O. (Eds.). **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais**. Porto Alegre: Gênese, 1999. p. 389-412.

DERPSCH, R. Adubação verde e rotação de culturas. In: Encontro Nacional de Plantio Direto, 3., Ponta Grossa, PR, 1985. **Anais ...** Ponta Grossa: Fundação ABC, 1985. p. 85-104.

EMECHEBE, A. M.; LAGOKE, S. T. O. Recent advances in research on cowpea diseases. In: FATOKUN, C. A.; TARAWALI, S. A.; SINGH, B. B.; KORMAWA, P. M.; TAMÒ, M. (Eds.). **Challenges and opportunities for enhancing sustainable cowpea production**. Ibadan: IITA, 2000. p. 94-123.

FLIEßBACH, A.; WIDMER, F. Estimating soil microbial biomass. In: BLOEM, J.; HOPKINS, D.W.; BENEDETTI, A. (Eds.). **Microbiological methods for assessing soil quality**. Wallingford: CABI Publishing, 2006. p. 73-76.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. **FAOSTAT: Agricultural statistics database**. Rome: World Agricultural Information Centre, 2011. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>>. Acesso em: 11 nov. 2011.

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.

GAMA-RODRIGUES, E. F. Biomassa microbiana e ciclagem de nutrientes. In: SANTOS, G. A.; CAMARGO, F. A. O. (Eds.). **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais**. Porto Alegre: Gênese, 1999. p. 228-243.

GARBEVA, P.; VAN VEEN, J. A.; VAN ELSAS, J. D. Microbial diversity in soil: selection of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 42, p. 243-270, 2004.

GARRET, S. D. **Pathogenic root-infecting fungi**. London: Cambridge University Press, 1970. 328 p.

GILLIGAN, C. A.; SIMONS, S. A.; HIDE, G. A. Inoculum density and spatial pattern of *Rhizoctonia solani* in field plots of *Solanum tuberosum*: effects of cropping frequency. **Plant Pathology**, London, v. 45, n. 2, p. 232-244, 1996.

GLIESSMAN, S.R. **Agroecologia: processos ecológicos em agricultura sustentável**. 2. ed. Porto Alegre: Editora da Universidade/UFRGS, 2001. 653 p.

GLYNNE, M. D. Crop sequence in relation to soil-borne pathogens. In: BAKER, K.F., SNYDER, W.C. (Eds.). **Ecology of soil-borne plant pathogens: prelude to biological control**. Berkeley: University of California Press, 1965. p. 423-433.

GRAHAM, J. H.; MITCHELL, D. J. Biological control of soilborne plant pathogens and nematodes. In: SYLVIA, D. M.; FUHRMANN, J. J.; HARTEL, P. G.; ZUBERER, D. A. (Eds.). **Principles and applications of soil microbiology**. Upper Saddle River: Prentice-Hall, 1999. p. 427-446.

GRÜNWALD, N. J.; HU, S.; VAN BRUGGEN, A. H. C. Short-term cover crop decomposition in organic and conventional soils: characterization of soil C, N, microbial and plant pathogen dynamics. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 106, n. 1, p. 37-50, 2000.

HASNA, M. K.; MARTENSSON, A.; PERSSON, P.; RAMERT, B. Use of compost to manage corky root disease in organic tomato production. **Annals of Applied Biology**, London, v. 151, n. 3, p. 381-390, 2007.

HOITINK, H. A. J.; MADDEN, L. V.; BOEHM, M. J. Relationships among organic matter decomposition level, microbial species diversity, and soilborne disease severity. In: HALL, R. (Ed.). **Principles and practice of managing soilborne plant pathogens**. St. Paul: APS Press, 1996. p.237-249.

HORNBY, D. Suppressive soils. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 21, p. 65-85, 1983.

HUANG, J. W.; KUHLMAN, E. G. Mechanisms inhibiting damping-off pathogens of slash pine seedlings with a formulation soil amendment. **Phytopathology**, St. Paul, v. 81, n. 3, p. 171-177, 1991.

HUNGRIA, M.; FRANCHINI, J. C.; BRANDÃO JUNIOR, O.; KASCHUK, G.; SOUZA, R. A. Soil microbial activity and crop sustainability in a long-term experiment with three soil-tillage and two crop-rotation systems. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 42, n. 3, p. 288-296, 2009.

JANVIER, C.; VILLENEUVE, F.; ALABOUVETTE, C.; HEDEL-HERMANN, V.; MATEILLE, T.; STEINBERG, C. Soil health through soil disease suppression: which strategy from descriptors to indicators? **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 39, n. 1, p. 1-23, 2007.

JENKINSON, D. S.; LADD, J. N. Microbial biomass in soil: measurement and turnover. In: PAUL, E. A.; LADD, J. N. (Orgs.). **Soil biochemistry**. New York: Marcel Dekker, 1981. p. 415-471.

KARLEN, D. L.; HURLEY, E. G.; ANDREWS, S. S.; CAMBARDELLA, C. A.; MEEK, D. W.; DUFFY, M. D.; MALLARINO, A. P. Crop rotation effects on soil quality at three northern corn/soybean belt locations. **Agronomy Journal**, Madison, v. 98, n. 3, p. 484-495, 2006.

KRUPINSKY, J. M.; BAILEY, K. L.; MCMULLEN, M. M.; GOSSSEN, B. D.; TURKINGTON, T. K. Managing plant disease risk in diversified cropping systems. **Agronomy Journal**, Madison, v. 94, n. 2, p. 198-209, 2002.

LADYGINA, N.; HEDLUND, K. Plant species influence microbial diversity and carbon allocation in the rhizosphere. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 42, n. 1, p. 162-168, 2010.

LARKIN, R. P. Characterization of soil microbial communities under different potato cropping systems by microbial population dynamics, substrate utilization, and fatty acid profiles. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 35, n. 12, p. 1451-1466, 2003.

- LARKIN, R. P. Relative effects of biological amendments and crop rotations on soil microbial communities and soilborne diseases of potato. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 40, n. 11, p. 1341-1351, 2008.
- LARKIN, R. P.; GRIFFIN, T. S.; HONEYCUTT, C. W. Rotation and cover crop effects on soil-borne potato diseases, tuber yield, and soil microbial communities. **Plant Disease**, St. Paul, v. 94, n. 12, p. 1491-1502, 2010.
- LARKIN, R. P.; HONEYCUTT, C. W. Effects of different 3-year cropping systems on soil microbial communities and Rhizoctonia disease of potato. **Phytopathology**, St. Paul, v. 96, n. 1, p. 68-79, 2006.
- LEACH, L. D.; GARBER, R. H. Control of *Rhizoctonia*. In: PARMETER JR., J. R. (Ed.). **Rhizoctonia solani: biology and pathology**. Berkeley: The University of California Press, 1970. p. 189-199.
- LEWIS, J. A.; PAPAVIDAS, G. C. Survival and multiplication of soil-borne plant pathogens as affected by plant tissue amendments. In: BRUEHL, G. W. (Ed.) **Biological control of soil-borne plant pathogens**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1975. p. 84-89.
- LÜBECK, M. Molecular characterization of *Rhizoctonia solani*. In: ARORA, D. K.; KHACHATOURIANS, G. G. (Eds.). **Applied mycology and biotechnology**. Amsterdam: Elsevier, 2004. p. 205-224.
- LUPAWAYI, N. Z.; RICE, W. A.; CLAYTON, G. W. Soil microbial diversity and community structure under wheat as influenced by tillage and crop rotation. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 30, n. 12, p. 1733-1741, 1998.
- MAZZOLA, M. Assessment and management of soil microbial community structure for disease suppression. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 42, p. 35-59, 2004.
- MELO, F. B.; CARDOSO, M. J.; SALVIANO, A. A. C. Fertilidade do solo e adubação. In: FREIRE FILHO, F. R.; LIMA, J. A. A.; RIBEIRO, V. Q. (Eds.). **Caupi: avanços tecnológicos**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. p. 229-242.
- MICHEREFF, S. J.; PERUCH, L. A. M.; ANDRADE, D. E. G. T. Manejo integrado de doenças radiculares. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. (Eds.). **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE - Imprensa Universitária, 2005. p. 367-388.
- MIYASAKA, S. Histórico de estudos de adubação verde, leguminosas viáveis e suas características. In: FUNDAÇÃO CARGILL. **Adubação verde no Brasil**. Campinas: Fundação Cargill, 1984. p. 64-123.
- MONEGAT, C. **Plantas de cobertura do solo: características e manejo em pequenas propriedades**. 2. ed. Chapecó: O Autor, 1991. 336 p.
- OGOSHI, A. Ecology and pathogenicity of anastomosis and intraspecific groups of *Rhizoctonia solani* Kühn. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 25, p. 125-143, 1987.

OGOSHI, A. Introduction – the genus *Rhizoctonia*. In: SNEH, B.; JABAJI-HARE, S.; NEATE, S.; DIJST, G. ***Rhizoctonia* species: taxonomy, molecular biology, ecology, pathology and disease control**. Amsterdam: Kluwer, 1996. p. 1-9.

OTTEN, W.; GILLIGAN, C. A. Effect of physical conditions on the spatial and temporal dynamics of the soil-borne fungal pathogen *Rhizoctonia solani*. **New Phytologist**, Cambridge, v. 138, n. 7, p. 629-637, 1998.

PALTI, J. **Cultural practices and infectious crop diseases**. Berlin: Springer-Verlag, 1981. 241 p.

PAPAVIZAS, G. C. Colonization and growth of *Rhizoctonia solani* in soil. In: PARMETER JR., J. R. ***Rhizoctonia solani*: biology and pathology**. Berkeley: University of California Press, 1970. p.108-122.

PARMETER JR., J. R.; WHITNEY, H. S. Taxonomy and nomenclature of the imperfect state. In: PARMETER JR., J. R. (Ed.). ***Rhizoctonia solani*: biology and pathology**. Berkeley: University of California Press, 1970. p. 8-19.

PATRICK, Z. A.; TOUSSON, T. A.; KOCH, L. W. Effect of crop residue decomposition products on plant roots. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 2, p. 267-292, 1964.

PAULITZ, T. C.; SCHROEDER, K. L.; SCHILLINGER, W. F. Soilborne pathogens of cereals in an irrigated cropping system: effects of tillage, residue management, and crop rotation. **Plant Disease**, St. Paul, v. 94, n. 1, p. 61-68, 2010.

PENTEADO, S. R. **Adubação verde e produção de biomassa: melhorias e recuperação dos solos**. 2. ed. Campinas: Via Orgânica, 2010. 168 p.

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. (Embrapa Meio-Norte. Documentos, 56).

PERRINO, P.; G. LAGHETTI, P. L.; SPAGNOLETTI, Z.; MONTI, L. M. Diversification of cowpea in the Mediterranean and other centres of cultivation. **Genetic Resources and Crop Evolution**, Berlin, v. 40, n. 3, p. 121-132, 1993.

PETERS, R. D.; STURZ, A. V.; CARTER, M. R.; SANDERSON, J. B. Developing disease-suppressive soils through crop rotation and tillage management practices. **Soil & Tillage Research**, Amsterdam, v. 72, n. 1, p. 181-192, 2003.

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: Ceres, 2005. v. 2, p. 215-222.

PITOL, C.; BROCH, D. L.; CARVALHO, A. M.; SPERA, S. T. Uso de adubos verdes nos sistemas de produção no bioma cerrado. In: CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F. (Eds.). **Cerrado: adubação verde**. Planaltina: Embrapa Cerrado, 2006. p. 301-330.

- REIS, E. M.; CASA, R. T.; BIANCHIN, V. Controle de doenças de plantas pela rotação de culturas. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 3, p. 85-91, 2011.
- REIS, E. M.; CASA, R. T.; HOFFMANN, L. L. Controle cultural de doenças radiculares. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. (Eds.). **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE - Imprensa Universitária, 2005. p.279-301.
- REIS, E. M.; SANTOS, H. P. Interações entre doenças de cereais de inverno e sistema plantio direto. In: EMBRAPA-FECOTRIGO-FUNDAÇÃO ABC. **Plantio direto no Brasil**. Passo Fundo: EMBRAPA, 1983. p.105-110.
- RIOS, G. P. Doenças fúngicas e bacterianas do caupi. In: ARAÚJO, J. P.; WATT, E. E. (Eds.). **O caupi no Brasil**. Brasília: EMBRAPA-IITA, 1988. p. 549-589.
- RIOS, G. P. **Principais doenças do caupi no Brasil**. Goiânia: EMBRAPA-CNPAF, 1990. 40 p.
- RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; CALVET, C. Capacidad del suelo para controlar enfermedades de origem edáfico. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 19, n. 2, p. 129-138, 1994.
- RUSH, C. M.; WINTER, S. R. Influence of previous crops on Rhizoctonia root and crown rot of sugar beet. **Plant Disease**, St. Paul, v. 74, n. 4, p. 421-425, 1990.
- RYAN, P. R.; DESSAUX, Y.; THOMASHOW, L. S.; WELLER, D. M. Rhizosphere engineering and management for sustainable agriculture. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 321, n. 6, p. 363-383, 2009.
- SANTOS, H. P.; REIS, E. M.; DERPSCH, R. Rotação de culturas. n: EMBRAPA-FECOTRIGO-FUNDAÇÃO ABC. **Plantio direto no Brasil**. Passo Fundo: EMBRAPA, 1983. p. 85-103.
- SCHILLINGER, W. F.; PAULITZ, T. C. Reduction of Rhizoctonia bare patch in wheat with barley rotations. **Plant Disease**, St. Paul, v. 90, n. 3, p. 302-306, 2006.
- SHARON, W.; KUNINAGA, S.; HYAKUMACHI, M.; SNEH, B. The advancing identification and classification of *Rhizoctonia* spp. using molecular and biotechnological methods compared with the classical anastomosis grouping. **Mycoscience**, Tokyo, v. 47, n. 6, p. 299-316, 2006.
- SHARMA, R. D. Adubação verde no controle de fitonematóides. In: CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F. (Eds.). **Cerrado: adubação verde**. Planaltina: Embrapa Cerrado, 2006. p. 237-264.
- SHARON, W.; KUNINAGA, S.; HYAKUMACHI, M.; NAITO, S.; SNEH, B. Classification of *Rhizoctonia* spp. using rDNA-ITS sequence analysis supports the genetic basis of the classical anastomosis grouping. **Mycoscience**, Tokyo, v. 49, n. 2, p. 93-114, 2008.
- SILVA, K. J. D. Estatística da produção de feijão-caupi. 2011, **Cultivar**. Disponível em: <<http://www.grupocultivar.com.br/site/content/artigos/artigos.php?id=880>>. Acesso em 11 nov. 2011.

- SINGH, B. B.; EHLERS, J. D.; SHARMA, B.; FREIRE FILHO, F. R. Recent progress in cowpea breeding. In: FATOKUN, C. A.; TARAWALI, S.A.; SINGH, B.B.; KORMAWA, P.M.; TAMÔ, M. (Eds.). **Challenges and opportunities for enhancing sustainable cowpea production**. Ibadan: IITA, 2002. p. 22-40.
- SIQUEIRA, J. O.; FRANCO, A. A. **Biotechnologia do solo: fundamentos e perspectivas**. Lavras: ESAL-FAEPE, 1988. 236 p.
- SMITH, L. J.; PAUL, E. A. Factors influencing of soil microbial biomass estimations. In: BOLLAG, J. M.; STOTZKY, G. (Eds.). **Soil biochemistry**. New York: Marcel Dekker, 1990. v. 6, p. 357-396.
- SNEH, B.; BURPEE, L.; OGOSHI, A. **Identification of *Rhizoctonia* species**. St. Paul: APS Press, 1991. 133 p.
- SNYDER, W. C.; SCHROTH, M. N.; CHRISTOU, T. Effect of plant residues on root rot of beans. **Phytopathology**, Lancaster, v. 49, n. 7, p. 755-756, 1959.
- SPARLING, G. P. Soil microbial biomass, activity and nutrient cycling as indicators of soil health. In: PANKHURST, C.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R. (Eds.). **Biological indicators of soil health**. Wallingford: CAB International, 1997. p. 97-120.
- SOUZA, C. M.; PIRES, F. R. **Adubação verde e rotação de culturas**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2002. 72 p.
- STONE, A. G.; SCHEUERELL, S. J.; DARBY, H. M. Suppression of soilborne diseases in field agricultural systems: organic matter management, cover cropping, and other cultural practices. In: MAGDOFF, F.; WEIL, R. R. (Eds.). **Soil organic matter in sustainable agriculture**. Boca Raton: CRC Press, 2004. p. 132-164.
- STOVER, R. H. The use of organic amendments and green manures in the control of soil-borne plant pathogens. **Recent Progress in Microbiology**, London, v. 8, p. 267-275, 1962.
- STURZ, A. V.; CHRISTIE, B. R. Beneficial microbial allelopathies in the root zone: the management of soil quality and plant disease with rhizobacteria. **Soil & Tillage Research**, Amsterdam, v. 72, n. 1, p. 107-123, 2003.
- SUMNER, D. R. Sclerotia formation by *Rhizoctonia* species and their survival. In: SNEH, B.; JABAJI-HARE, S.; NEATE, S.; DIJST, G. ***Rhizoctonia* species: taxonomy, molecular biology, ecology, pathology and disease control**. Amsterdam: Kluwer, 1996. p. 207-217.
- SUMNER, D. R.; BELL, D. K. Influence of crop rotations on severity of crown and brace root caused in corn by *Rhizoctonia solani*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 76, n. 2, p. 248-252, 1986.
- SUMNER, D. R.; DOUPNIK, B. Jr.; BOOSALIS, M. G. Effects of reduced tillage and multiple cropping on plant diseases. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 19, p. 167-187, 1981.
- TENÓRIO, D. A. **Diversidade genética e patogênica de *Rhizoctonia solani* do feijoeiro no Agreste Meridional de Pernambuco**. 2011, 43 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

TENÓRIO, D. A.; SILVA, E. H. S.; LIMA, G. S. A.; ASSUNÇÃO, I. P.; MICHEREFF, S.J.; LIMA, C. S. *Rhizoctonia solani* AG4 HG-I on cowpea and common bean in the Agreste of Pernambuco. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 36, Suplemento, p. 630, 2011.

THURSTON, H. D. **Sustainable practices for plant disease management in traditional farming systems**. Boulder: Westview Press, 1992. 263 p.

TOLEDO-SOUZA, E. D.; SILVEIRA, P. M.; JUNIOR, M. L.; FILHO, A. C. C. F. Sistema de cultivo, sucessões de culturas, densidade do solo e sobrevivência de patógenos de solo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 43, n. 8, p. 971-978, 2008.

TORSVIK, V.; SØRHEIM, R.; GOKSØYR, J. Total bacterial diversity in soil and sediment communities – a review. **Journal of Industrial Microbiology**, London, v. 17, n. 1, p. 170-178, 1996.

TÓTOLA, M.R.; CHAER, G.M. Microrganismos e processos microbiológicos como indicadores da qualidade dos solos. **Tópicos em Ciência do Solo**, Viçosa, n. 2, p. 195-276, 2002.

TOSTI, N.; NEGRI, V. Efficiency of three PCR-based markers in assessing genetic variation among cowpea (*Vigna unguiculata* subsp. *unguiculata*) landraces. **Genome**, Ottawa, v. 45, n. 2, p. 268-275, 2002.

VAN BRUGGEN, A. H. C.; ARNESON, P. A. Quantitative recovery of *Rhizoctonia solani* from soil. **Plant Pathology**, London, v. 70, n. 4, p. 320-323, 1986.

VILGALYS, R.; CUBETA, M.A. Molecular systematics and population biology of *Rhizoctonia*. **Annual Review Phytopathology**, Palo Alto, v. 32, p. 135-155, 1994.

WARDLE, D.A.; GILLER, K.E. The quest for a contemporary ecological dimension to soil biology. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 28, n. 12, p. 1549-1554, 1996.

WELBAUM, G. E.; STURZ, A. V.; DONG, Z.; NOWAK, J. Managing soil microorganisms to improve productivity of agro-ecosystems. **Critical Reviews in Plant Sciences**, London, v. 23, v.1, p. 175-193, 2004.

WELLER, D. M.; RAAIJMAKERS, J. M.; GARDENER, B. B. M.; THOMASHOW, L. S. Microbial populations responsible for specific soil suppressiveness to plant pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 40, p. 309-348, 2002.

WHIPPS, J.M.; MCQUILKEN, M.P. Biological control agents in plant disease control. In: WALTERS, D. (Ed.). **Disease control in crops: biological and environmentally friendly approaches**. Oxford: Blackwell, 2009. p. 27-61.

YULIANTI, T.; SIVASITHAMPARAM, K.; TURNER D. W. Saprophytic growth of *Rhizoctonia solani* Kühn AG2-1 (ZG5) in soil amended with fresh green manures affects the severity of damping-off in canola. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 38, n. 9, p. 923-930, 2006.

Capítulo II

Indução da Supressividade à Rizoctoniose do Feijão-caupi pela Rotação de Culturas

1 **INDUÇÃO DA SUPRESSIVIDADE À RIZOCTONIOSE DO FEIJÃO-CAUPI PELA**
2 **ROTAÇÃO DE CULTURAS**

3

4 **L.P. Machado¹, L.T. Souza¹, A.P.O. Barros¹, C.S. Lima² and S.J. Michereff¹**

5

6 *¹Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia, 52171-900 Recife,*

7

Pernambuco, Brasil

8

²Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns, 55292-270

9

Garanhuns, Pernambuco, Brasil

10

11 Título Resumido: Supressão da rizoctoniose pela rotação de culturas

12 *Autor para Correspondência: S.J. Michereff*

13 Fax: +55 81 33206205

14 E-mail: sami@depa.ufrpe.br

15

16 SUMÁRIO

17

18 A rizoctoniose, causada por *Rhizoctonia solani*, é uma importante doença do feijão-caupi
19 na região Nordeste do Brasil. O trabalho teve como objetivo avaliar o potencial da utilização
20 de rotações de culturas na indução da supressividade à rizoctoniose em feijão-caupi, bem
21 como identificar os fatores bióticos associados à supressividade. Foram realizados quatro
22 experimentos em microparcels no campo, para seleção da rotação de cultura com maior
23 atividade supressiva à rizoctoniose do feijão-caupi (Exp. 1), análise da estabilidade da
24 supressão da doença pela rotação de cultura selecionada em relação a diferentes isolados
25 (Exp. 2) e densidades de inóculo do patógeno (Exp. 3), bem como solos de diferentes
26 localidades (Exp. 4). Inicialmente, 14 tratamentos foram comparados em quatro ciclos de
27 cultivo, incluindo diferentes combinações de feijão-caupi (CA) em rotação com as culturas de
28 algodão (AL), girassol (GI), mamona (MA), milho (MI) e sorgo (SO), bem como em
29 combinação com pousio (PO) e feijão-caupi em monocultura. A severidade da rizoctoniose
30 nas plantas de feijão-caupi foi avaliada em todas as microparcels aos 15 dias após o plantio,
31 no 4º ciclo de cultivo. Após a avaliação da doença, foram coletadas amostras dos solos em
32 todos os tratamentos para análises microbiológicas. As rotações CA-MI-SO-CA, CA-GI-SO-
33 CA e CA-MI-PO-CA propiciaram reduções na severidade da doença de 77,6%, 74,0% e
34 73,9%, respectivamente, em relação ao tratamento com feijão-caupi em monocultivo. Não
35 houve correlação significativa dos níveis de severidade da rizoctoniose com as densidades
36 populacionais de *Rhizoctonia*, fungos totais, bactérias totais e bactérias formadoras de
37 endósporo nos solos, bem como as concentrações de carbono da biomassa microbiana.
38 Quando avaliada a estabilidade do controle da doença pela rotação CA-MI-SO-CA a
39 diferentes isolados, densidades de inóculo e solos, em todas as situações a severidade foi
40 significativamente inferior ($P < 0,0001$) sob a rotação de culturas comparada à monocultura de
41 feijão-caupi, indicando o potencial de utilização da rotação no controle da rizoctoniose.

42

43 *Palavras-chave: Vigna unguiculata, Rhizoctonia solani, doença radicular, manejo cultural.*

44

45 **SUMMARY**

46 **Suppressiveness induction to Rhizoctonia canker of cowpea by crop rotations**

47

48 Rhizoctonia canker, caused by *Rhizoctonia solani*, is an important cowpea disease in
49 Northeastern region of Brazil. This work aimed to evaluate the potential of crop rotation in
50 inducing suppressiveness to Rhizoctonia canker in cowpea as well as to identify the biotic
51 factors related to suppression. Four experiments were conducted in microplots in the field, for
52 selection of the crop rotation more suppressive to Rhizoctonia canker of cowpea (Exp. 1),
53 and stability analysis of the disease suppression by selected crop rotation in relation to
54 different isolates (Exp. 2) and inoculum density of the pathogen (Ex. 3) and soils from
55 different locations (Exp. 4). Initially, 14 treatments were compared in four growing seasons,
56 including different combinations of cowpea (CA) in rotation with cotton (AL), sunflower
57 (AL), castor bean (MA), corn (MI) and sorghum (SO), and in combination with fallow (PO)
58 and cowpea monoculture. The severity of Rhizoctonia canker in cowpea plants was in all
59 microplots at 15 days after planting in the 4th growing season. After disease evaluation, soil
60 samples were collected in all treatments for microbiological analyses. The rotations CA-MI-
61 SO-CA, CA-GI-SO-CA and CA-MI-PO-CA provided reductions of 77.6%, 74.0% and 73.9%
62 in the disease severity, respectively, compared to treatment with cowpea monoculture. There
63 was no significant correlation from levels of disease severity with population densities of
64 *Rhizoctonia*, total fungi, total bacteria and endospore-forming bacteria in soils, and
65 concentrations of microbial biomass carbon. When the stability of disease control by CA-MI-
66 SO-CA rotation was evaluated in relation to different pathogen isolates, inoculum densities
67 and soils, in all situations the disease severity was significantly ($P < 0,0001$) lower under crop

68 rotation as compared to cowpea monoculture, indicating the high potential of the crop rotation
69 for controlling the *Rhizoctonia* canker of cowpea.

70

71 *Key words: Vigna unguiculata, Rhizoctonia solani, root disease, cultural management.*

72

73 **INTRODUÇÃO**

74

75 O feijão-caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.] é uma das leguminosas mais adaptadas,
76 versáteis e nutritivas entre as espécies cultivadas, ocupando cerca de 11 milhões de hectares,
77 distribuídos nas regiões tropicais e subtropicais da África, Ásia e Américas (Singh *et al.*,
78 2002). O Brasil é o terceiro produtor mundial dessa leguminosa, com 1,3 milhões de
79 toneladas de grãos produzidos (FAO, 2011), principalmente na região Nordeste, onde são
80 cultivados cerca de 1,2 milhões de hectares (Silva, 2011).

81 Apesar da grande adaptação às condições edafo-climáticas do Nordeste brasileiro, a cultura
82 do feijão-caupi é drasticamente afetada pela ocorrência de doenças radiculares, com destaque
83 para a rizoctoniose, causada pelo fungo *Rhizoctonia solani* Kuhn (Athayde Sobrinho *et al.*,
84 2005). Os danos causados por *R. solani* em feijão-caupi ocorrem, principalmente, até três
85 semanas após o plantio, e os sintomas característicos da doença são podridões de sementes e
86 raízes, cancos no hipocótilo e tombamento de plântulas em pré e pós-emergência (Rios,
87 1990; Athayde Sobrinho *et al.*, 2005). Perdas de até 60% na produção de feijão-caupi foram
88 registradas no Brasil devido à ocorrência da rizoctoniose (Cardoso *et al.*, 1991).

89 O controle da rizoctoniose é muito difícil, pois o patógeno possui elevada agressividade,
90 combinado com grande habilidade de competição saprofítica, capacidade de sobrevivência no
91 solo na ausência da planta hospedeira, transmissibilidade pelas sementes e ampla gama de
92 hospedeiros (Ogoshi, 1987; Vilgalys e Cubeta, 1994). Não há cultivares comerciais de feijão-
93 caupi com níveis aceitáveis de resistência à rizoctoniose, bem como o controle químico é

94 ineficiente, inviável economicamente e de elevado impacto ambiental (Athayde Sobrinho *et*
95 *al.*, 2005). Diante disso, a indução da supressividade do solo é um aspecto a ser investigado
96 para o manejo da rizoctoniose. Em solos supressivos (Baker e Cook, 1974), o
97 desenvolvimento da doença é suprimido mesmo quando o patógeno está presente e o
98 hospedeiro é suscetível. A supressividade do solo pode ser resultante de fatores bióticos e
99 abióticos, geralmente envolvendo interações complexas (Stone *et al.*, 2004; Bettiol e Ghini,
100 2005).

101 A supressividade do solo pode ser induzida de várias maneiras, dentre as quais, pela
102 rotação de culturas (Baker e Cook, 1974; Peters *et al.*, 2003; Reis *et al.*, 2011). A rotação de
103 culturas propicia numerosos benefícios para a produção agrícola. Pode auxiliar na
104 conservação, manutenção ou reparação dos recursos do solo, incluindo matéria orgânica,
105 nitrogênio e outros nutrientes, bem como características físicas e químicas. Tem sido
106 associada com o aumento na fertilidade do solo e estabilidade dos agregados, propiciando o
107 manejo da água no solo e a redução da erosão (Ball *et al.*, 2005). As rotações de culturas são
108 essenciais para manutenção da produtividade e redução do inóculo de patógenos habitantes do
109 solo e de doenças radiculares, que podem devastar os cultivos em monoculturas consecutivas
110 (Krupinsky *et al.*, 2002; Peters *et al.*, 2003; Larkin *et al.*, 2010).

111 O uso de cultivos específicos para obter efeitos sobre a comunidade microbiana e o
112 desenvolvimento de solos supressivos às doenças é um procedimento viável de manejo de
113 doenças (Garbeva *et al.*, 2004; Mazzola, 2004; Ryan *et al.*, 2009). O objetivo desse
114 procedimento é modificar as características microbianas do solo através de práticas de manejo
115 que aumentem a quantidade, atividade e diversidade de organismos benéficos às plantas e
116 antagonistas aos patógenos, resultando na supressão de doenças. No entanto, existe pouco
117 conhecimento sobre as populações, características e interações entre plantas e microrganismos
118 que resultam na supressividade. Portanto, há necessidade de maiores informações

119 relacionadas aos efeitos do manejo cultural nas comunidades microbianas do solo e suas
120 relações com as doenças radiculares (Larkin *et al.*, 2010).

121 O uso da rotação de culturas tem sido investigado para o controle da rizoctoniose em
122 culturas como batata (Larkin e Honeycutt, 2006; Larkin *et al.*, 2010), beterraba (Buhre *et al.*,
123 2009), milho (Sumner e Bell, 1986), feijão-comum (Abawi, 1989; Abawi e Pastor-Corrales,
124 1990; Abawi e Widmer, 2000) e trigo (Schillinger e Paulitz, 2006). No entanto, não existem
125 estudos sobre o uso da rotação de culturas visando o controle da rizoctoniose em feijão-caupi
126 em nível mundial.

127 O presente trabalho teve como objetivos avaliar o potencial da utilização de diferentes
128 rotações de culturas na indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi, identificar os
129 fatores bióticos dos solos responsáveis pela supressividade e analisar a estabilidade do
130 controle pela rotação de cultura selecionada em relação a diferentes isolados e densidades de
131 inóculo do patógeno, bem como solos de diferentes localidades.

132

133 MATERIAL E MÉTODOS

134

135 **Parcelas e condições experimentais.** Os experimentos foram conduzidos no período de
136 janeiro de 2009 a outubro de 2011, em microparcels constituídas de manilhas de concreto
137 instaladas no Núcleo de Fitopatologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco, em
138 Recife, estado de Pernambuco, Brasil (08°501' S, 34°54' W). Cada microparcela possuía 50
139 cm de diâmetro e 30 cm de profundidade, com capacidade para 40 kg de solo. Foram
140 realizados quatro experimentos: seleção da rotação de cultura com maior atividade supressiva
141 à rizoctoniose do feijão-caupi (Exp. 1), estabilidade da supressão da doença pela rotação de
142 cultura selecionada em relação a diferentes isolados (Exp. 2) e densidades de inóculo do
143 patógeno (Exp. 3), bem como solos de diferentes localidades (Exp. 4). Em todos os
144 experimentos não foram efetuadas aplicações de fungicidas ou inseticidas, o controle das

145 plantas invasoras foi efetuado por capina manual e a irrigação por inundação (mangueira). As
146 condições de temperatura do ar, umidade relativa do ar e precipitação pluviométrica foram
147 monitoradas com mini estação meteorológica (WatchDog 450, Spectrum Technologies Inc.,
148 Plainfield, IL, EUA) instalada na área de microparcels.

149 **Solos e análises.** Os solos utilizados nas microparcels foram coletados a uma
150 profundidade de 0-20 cm em áreas sem cultivo prévio com leguminosas e sem histórico de
151 ocorrência de doenças radiculares. As características físicas e químicas dos solos utilizados
152 encontram-se na Tabela 1, tendo sido analisados conforme Embrapa (1997). As amostras de
153 solo foram, também, analisadas quanto à atividade saprofítica e atividade patogênica de
154 populações autóctones de *Rhizoctonia*.

155 Na determinação da atividade saprofítica foram utilizadas iscas biológicas, constituídas de
156 segmentos de talos de feijão-caupi (cv. IPA-206) com 1 cm de comprimento. Os talos foram
157 autoclavados (120 °C, 1 atm, 30 min) e depois imersos em uma suspensão de tetraciclina (250
158 ppm). Após secagem por 30 min em câmara asséptica, 16 talos foram semeados em cada
159 recipiente plástico tipo gerbox (13x13x4 cm) contendo 200 g de cada solo, previamente
160 peneirado em uma malha de 4 mm e umedecido com 50 mL de água destilada esterilizada.
161 Foram utilizadas 10 repetições (gerbox) por solo. Após dois dias de incubação no escuro a
162 $25\pm 1,0^{\circ}\text{C}$ e umidade relativa de $75\pm 5,5\%$ em câmara de crescimento do tipo BOD, os talos
163 foram recuperados pela passagem do solo em peneira com malha de 1,7 mm. Os talos foram
164 lavados em água corrente, desinfestados em solução de NaClO a 1% por 1 min e lavados em
165 água destilada esterilizada. Após secagem por 30 min em papel de filtro esterilizado, oito
166 talos foram transferidos para cada placa de Petri contendo o meio de Ko e Hora (KH) (Ko e
167 Hora, 1971). Decorridas 24 h de incubação, foi avaliada a presença de colônias de
168 *Rhizoctonia* crescendo no meio de cultura a partir das iscas, com auxílio de microscópio.

169 Na determinação da atividade patogênica, sementes de feijão-caupi (cv. IPA-206) foram
170 desinfestadas em solução de NaClO a 1,5% por 2 min e lavadas em água destilada

171 esterilizada. Após secagem por 45 min em câmara asséptica, as sementes foram plantadas em
172 bandejas plásticas (30x25x4 cm) contendo 2 kg de cada solo. Em cada bandeja foram
173 plantadas 20 sementes, sendo utilizadas cinco repetições (bandejas) por solo. As bandejas
174 foram mantidas em casa de vegetação com temperatura de $27\pm 5,4^{\circ}\text{C}$ e a umidade relativa de
175 $72\pm 8,8\%$. A avaliação foi efetuada aos 15 dias após o plantio, pela verificação da ocorrência
176 de tombamento, e as plantas sobreviventes foram retiradas do solo e avaliadas quanto à
177 presença de lesões pardo-avermelhadas bem delimitadas e deprimidas (cancros) na base do
178 caule e nas raízes.

179

180 **Isolados do patógeno, preparo do inóculo e infestação do solo.** Foram utilizados nove
181 isolados de *R. solani* (CMM-2648, CMM-2651, CMM-2656, CMM-2666, CMM-2669,
182 CMM-2675, CMM-2680, CMM-2682 e CMM-3006), pertencentes ao grupo de anastomose 4
183 (AG 4 HG-I), obtidos de plantas de feijão-caupi com sintomas de tombamento e cancro do
184 hipocótilo, procedentes de áreas de plantio comercial do estado de Pernambuco. Os isolados
185 encontram-se depositados na Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos “Prof. Maria
186 Menezes” (CMM) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (Recife, PE, Brasil). O
187 inóculo de *R. solani* foi preparado em frascos Erlenmeyer contendo substrato constituído de
188 250 g de arroz descascado e 50 mL de água destilada. Após a esterilização em autoclave (120
189 $^{\circ}\text{C}$, 1 atm, 30 min) e resfriamento, em cada frasco foram colocados cinco discos de 5 mm de
190 diâmetro de cultura do fungo, previamente cultivado em meio de batata-dextrose-ágar (BDA)
191 durante sete dias. Os frascos foram incubados a $25\pm 1^{\circ}\text{C}$ e fotoperíodo de 12 h, sendo agitados
192 diariamente para distribuição uniforme dos propágulos do fungo no substrato. Após 10 dias, o
193 substrato colonizado foi retirado dos frascos e acondicionado em sacos de papel para secagem
194 a $35\pm 2^{\circ}\text{C}$ por 48 h. Posteriormente, foi triturado em liquidificador durante 3 min, peneirado
195 em malha de 1 mm e pesado conforme a alíquota a ser incorporada ao solo. Os solos
196 acondicionados nas microparcelas foram infestados pela adição do substrato colonizado por

197 *R. solani*, enquanto nas testemunhas foi efetuada a distribuição de substrato não colonizado
198 pelo patógeno. Em todas as situações, o substrato foi distribuído na superfície do solo e
199 homogeneizado manualmente até a profundidade de 10 cm, com o auxílio de estiletes de
200 madeira previamente desinfestados em solução de NaClO a 1,5% por 2 min.

201

202 **Seleção de rotação de culturas com potencial supressivo à rizoctoniose do feijão-**
203 **caupi.** Foram comparados 14 tratamentos em quatro ciclos de cultivo (Tabela 2), incluindo
204 diferentes combinações de feijão-caupi (cv. IPA-206) em rotação com as culturas de algodão
205 (*Gossypium hirsutum* L.; cv. BRS Aroeira), girassol (*Helianthus annuus* L.; cv. BRS 324),
206 mamona (*Ricinus communis* L.; cv. BRS Energia), milho (*Zea mays* L.; cv. AL Bandeirante) e
207 sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench; cv. IPA 467-4-2], bem como em combinação com
208 pousio e cultivos contínuos de feijão-caupi (monocultura). As plantas em rotação foram
209 selecionadas pela capacidade de adaptação às condições edafo-climáticas do Nordeste
210 brasileiro e pelo potencial de exploração como fontes de matéria prima para fabricação de
211 biodiesel.

212 Foram utilizadas 60 microparcels contendo o solo de Camaragibe (Tabela 1), sendo 56
213 infestadas com o patógeno e quatro sem infestação (testemunha). A infestação do solo foi
214 realizada com o isolado CMM-2680 na densidade de 100 mg de substrato colonizado por kg
215 de solo. O delineamento experimental utilizado foi em blocos ao acaso, com quatro
216 repetições, sendo cada repetição constituída por uma microparcela.

217 O 1º ciclo de cultivo iniciou aos cinco dias após a infestação do solo e foi constituído do
218 plantio de feijão-caupi em todas as microparcels (Tabela 2). Em cada microparcela foram
219 plantadas 15 sementes, com espaçamento de 5 cm. Em todos os cultivos, antes do plantio as
220 sementes foram desinfestadas em solução de NaClO 1,5% por 2 min, lavadas em água
221 corrente e colocadas para secar durante 45 min. A severidade da rizoctoniose nas plantas de
222 feijão-caupi foi avaliada em todas as microparcels aos 15 dias após o plantio, com o auxílio

223 de escala de notas variando de 0 a 4 (Noronha *et al.*, 1995), onde: 0 = sem sintomas; 1 =
224 hipocótilo com pequenas lesões; 2 = hipocótilo com grandes lesões, sem constrição; 3 =
225 hipocótilo totalmente constricto, mostrando tombamento; e 4 = sementes não germinadas e/ou
226 plântulas não emergidas. Com os dados da avaliação foi calculado o índice de severidade da
227 rizoctoniose (SVR) em cada microparcela, pela expressão: $SVR = [\sum(\text{grau da escala} \times$
228 $\text{frequência})/(\text{número total de unidades} \times \text{grau máximo da escala})] \times 100$ (McKinney, 1923).
229 Após a avaliação, os restos culturais (parte aérea e raízes) de feijão-caupi foram retirados das
230 microparcels e destruídos.

231 O 2º ciclo de cultivo foi iniciado aos 10 dias após o final do primeiro ciclo, com o plantio
232 de feijão-caupi, algodão, girassol, mamona, milho e sorgo, bem como manutenção em pousio
233 (sem plantio), como demonstrado na Tabela 2. Nas parcelas testemunhas foi plantado feijão-
234 caupi (Tabela 2). Foram plantadas 30 sementes em cada microparcela, com exceção do
235 tratamento em pousio. Aos 15 dias após o plantio foi realizado o desbaste, sendo mantidas 15
236 plantas por microparcela, com espaçamento de 5 cm. Quando as plantas atingiram o estágio
237 de maturação, foram removidas das microparcels e os restos culturais retirados e destruídos.
238 No tratamento de pousio, as plantas invasoras nativas foram removidas das microparcels e os
239 restos culturais retirados e destruídos.

240 O 3º ciclo de cultivo foi iniciado aos 10 dias após o final do 2º ciclo, com o plantio das
241 culturas e manutenção em pousio, como demonstrado na Tabela 2. Os demais procedimentos
242 foram os mesmos adotados no 2º ciclo de cultivo. O 4º ciclo de cultivo foi iniciado aos 10
243 dias após o final do 3º ciclo, com o plantio de feijão-caupi em todas as microparcels (Tabela
244 2). Os procedimentos de plantio e avaliação da severidade da doença foram os mesmos
245 adotados no 1º ciclo de cultivo. Foi calculado o SVR para cada microparcela, representando o
246 efeito acumulado das combinações dos tratamentos ao longo dos quatro ciclos de cultivo. Os
247 valores de SVR foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$, submetidos à análise de variância e as

248 médias dos tratamentos comparadas pelo teste LSD de Fisher, ao nível de 5% de
249 probabilidade.

250

251 **Análises microbiológicas dos solos após os ciclos de cultivo.** Após a avaliação da
252 severidade da doença no 4º ciclo de cultivo, foram coletadas amostras de solo em todos os
253 tratamentos para análises microbiológicas. Em cada microparcela foram coletadas 20
254 amostras de 10 g de solo, posteriormente combinadas para constituir uma amostra composta.
255 As análises microbiológicas incluíram densidades populacionais de microrganismos (fungos
256 totais, *Trichoderma*, bactérias totais, bactérias formadoras de endósporo, *Pseudomonas* do
257 grupo fluorescente e actinomicetos) e carbono (C) da biomassa microbiana.

258 As densidades populacionais de microrganismos foram analisadas usando diluições em
259 série e plaqueamento em meios de cultura. De cada amostra de solo composta foi retirada uma
260 alíquota de 10 g e adicionada a 90 mL de água destilada esterilizada. Após homogeneização
261 em agitador vortex por 5 min, foram efetuadas diluições em série e as suspensões distribuídas
262 em diferentes meios de cultura: meio KH para *Rhizoctonia*; meio BDA com 250 ppm de
263 tetraciclina para fungos totais; meio seletivo para *Trichoderma* (TSM) (Elad e Chet, 1983);
264 ágar nutritivo-dextrose-extrato de levedura (NYDA) (Tuite, 1969) para bactérias totais; ágar
265 nutritivo (AN) (Dhingra e Sinclair, 1995) para bactérias formadoras de endósporo, sendo que
266 antes do plaqueamento as diluições foram submetidas à banho-maria de 80 °C por 20 min
267 (Sneath, 1986); meio B de King (KMB) para *Pseudomonas* do grupo fluorescente (King *et al.*
268 1954); meio de amido-caseína-ágar modificado (ACAM) para actinomicetos (Vargas Gil *et*
269 *al.*, 2009). As placas foram incubadas a 25°C e fotoperíodo de 12 h. As populações
270 bacterianas foram avaliadas após 48 h de incubação, enquanto a fúngica após cinco dias de
271 incubação. Cada população resultou do número médio de colônias em quatro placas, sendo
272 expressas em unidades formadoras de colônias por grama de solo (UFC g⁻¹ solo).

273 O carbono da biomassa microbiana do solo (CBioM) foi determinado pelo método
274 irradiação-extração, conforme metodologia adaptada de Brookes *et al.* (1982) e Islam e Weil
275 (1998). Inicialmente, as amostras de solo coletadas foram subdivididas em triplicatas. Destas,
276 três sub-amostras de 20 g foram irradiadas por 90 s em forno microondas com potência de
277 1200 W e frequência de 2.450 MHz, e outras três sub-amostras foram mantidas sem
278 irradiação. Após a irradiação, foi efetuada a extração do C nas amostras irradiadas e não
279 irradiadas, utilizando sulfato de potássio (K_2SO_4) 0,5 mol L⁻¹. Em seguida, o C orgânico no
280 extrato filtrado foi determinado pela oxidação com dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) 0,066
281 mol L⁻¹ e titulação com sulfato ferroso amoniacal $[(NH_4)_2Fe(SO_4)]$ 0,033 mol L⁻¹. Para
282 quantificação do carbono da biomassa microbiana foi utilizada a equação: $CBioM = (CI -$
283 $CNI) / Kc = \mu g\ g^{-1}$ de C no solo, em que: CBioM = carbono da biomassa microbiana; CI =
284 carbono da amostra irradiada; CNI = carbono da amostra não-irradiada e Kc = 0,33 é o fator
285 de correção (Brookes *et al.*, 1982), sendo expresso em mg de C por kg de solo (mg kg⁻¹ solo).

286 Os valores obtidos com as variáveis das análises microbiológicas foram transformados em
287 $\log(x+0,5)$, submetidos à análise de variância e as médias dos tratamentos comparadas pelo
288 teste LSD de Fisher, ao nível de 5% de probabilidade.

289

290 **Caracterização da supressividade ou condutividade dos tratamentos.** Para caracterizar
291 os possíveis fatores envolvidos na supressividade ou condutividade dos tratamentos à
292 rizoctoniose, foram efetuadas comparações dos valores médios da SVR com os valores
293 médios obtidos nas variáveis microbiológicas, pela análise de correlação de Pearson, ao nível
294 de 5% de probabilidade.

295 A rotação de cultura que propiciou maior redução na severidade da doença na seleção
296 preliminar, foi selecionada para testes subsequentes de estabilidade do controle da
297 rizoctoniose em relação a diferentes isolados e densidades de inóculo de *R. solani*, bem como
298 solos de diferentes localidades.

299

300 **Eficácia da rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi sobre diferentes**
301 **isolados de *Rhizoctonia solani*.** A rotação de cultura que propiciou maior redução na
302 severidade da rizoctoniose do feijão-caupi na seleção preliminar (feijão-
303 caupi/milho/sorgo/feijão-caupi) foi avaliada em relação a oito isolados de *R. solani* (CMM-
304 2648, CMM-2651, CMM-2656, CMM-2666, CMM-2669, CMM-2675, CMM-2682 e CMM-
305 3006). Foram comparados dois tratamentos em quatro ciclos de cultivo: a) rotação de culturas
306 e b) monocultura, com quatro cultivos sucessivos de feijão-caupi. Foram utilizadas 68
307 microparcels contendo o solo de Camaragibe (Tabela 1), sendo 64 infestadas pelo patógeno e
308 quatro sem infestação (testemunha). As infestações do solo foram realizadas com os isolados
309 na densidade de 100 mg kg⁻¹ de solo. Os procedimentos de plantio, manejo dos cultivos e
310 destino dos restos culturais para os dois tratamentos em comparação foram os mesmos
311 adotados na seleção preliminar. O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, em
312 arranjo fatorial 2x8, representado por dois sistemas de manejo cultural (rotação e
313 monocultura) e oito isolados do patógeno, com quatro repetições, sendo cada repetição
314 constituída por uma microparcela.

315 No 4º ciclo de cultivo foi avaliada a severidade da doença como descrito na seleção
316 preliminar e calculado o SVR para cada microparcela. Os valores de SVR foram
317 transformados em $r\sqrt{x+0,5}$, submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo
318 teste LSD de Fisher, ao nível de 5% de probabilidade.

319

320 **Eficácia da rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi sob diferentes**
321 **densidades de inóculo de *Rhizoctonia solani*.** A rotação de cultura feijão-
322 caupi/milho/sorgo/feijão-caupi foi avaliada em relação a sete densidades de inóculo (DI) de *R.*
323 *solani* (0, 50, 100, 150, 200, 250 e 300 mg kg⁻¹ de solo). Foram comparados dois tratamentos
324 em quatro ciclos de cultivo: a) rotação de culturas e b) monocultura, com quatro cultivos

325 sucessivos de feijão-caupi. Foram utilizadas 56 microparcels contendo o solo de Camaragibe
326 (Tabela 1), sendo 48 infestadas pelo patógeno e oito sem infestação (testemunhas, densidade
327 de inóculo = 0). As infestações do solo foram realizadas com o isolado CMM-2680. Os
328 procedimentos de plantio, manejo dos cultivos e destino dos restos culturais para os dois
329 tratamentos em comparação foram os mesmos adotados na seleção preliminar. O
330 delineamento experimental foi em blocos ao acaso, em arranjo fatorial 2x7, representado por
331 dois sistemas de manejo cultural (rotação e monocultura) e sete densidades de inóculo do
332 patógeno, com quatro repetições, sendo cada repetição constituída por uma microparcela. No
333 4º ciclo de cultivo foi avaliada a severidade da doença e calculado o SVR para cada
334 microparcela. Para cada tratamento em comparação (rotação e monocultura) foi efetuada
335 análise de regressão pelo modelo quadrático ($y=a+bx+cx^2$), tendo DI como variável
336 independente e SVR como variável dependente. As significâncias das regressões e de seus
337 parâmetros foram avaliadas pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade. Os parâmetros das
338 regressões dos dois tratamentos foram comparados pelo teste T, ao nível de 5% de
339 probabilidade.

340

341 **Eficácia da rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi em solos de**
342 **diferentes localidades.** A rotação de cultura feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi foi
343 avaliada em relação ao controle da rizoctoniose em solos coletados em cinco localidades
344 (Goiana, Itapirema, Moreno, Pombos e Vitória) (Tabela 1). Foram comparados dois
345 tratamentos em quatro ciclos de cultivo: a) rotação de culturas e b) monocultura, com quatro
346 cultivos sucessivos de feijão-caupi. Foram utilizadas 60 microparcels (12 para cada solo),
347 sendo 40 infestadas pelo patógeno e 20 sem infestação (testemunha para cada solo). As
348 infestações dos solos foram realizadas com o isolado CMM-2680, na densidade 100 de mg
349 kg^{-1} de solo. Os procedimentos de plantio, manejo dos cultivos e destino dos restos culturais
350 para os dois tratamentos em comparação foram os mesmos adotados na seleção preliminar. O

351 delineamento experimental foi em blocos ao acaso, em arranjo fatorial 2x5, representado por
352 dois sistemas de manejo cultural (rotação e monocultura) e cinco tipos de solo, com quatro
353 repetições, sendo cada repetição constituída por uma microparcela.

354 Durante o período de execução dos experimentos as condições ambientais foram:
355 temperatura do ar = $28 \pm 3,2^\circ\text{C}$, umidade relativa do ar = $74 \pm 8,7\%$ e precipitação pluviométrica
356 total = 1.430 mm.

357 No 4º ciclo de cultivo foi avaliada a severidade da doença e calculado o SVR para cada
358 microparcela. Os valores de SVR foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$, submetidos à análise de
359 variância e as médias comparadas pelo teste LSD de Fisher, ao nível de 5% de probabilidade.

360 Todas as análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do programa Statistix 9.0
361 (Analytical Software, Tallahassee, FL, EUA).

362

363 **RESULTADOS**

364

365 **Seleção de rotação de culturas com potencial supressivo à rizoctoniose do feijão-**
366 **caupi.** Não foi detectada atividade saprofítica ou patogênica de populações autóctones de
367 *Rhizoctonia* nos solos antes da infestação. Quando o solo de Camaragibe foi infestado com *R.*
368 *solani* e a severidade da rizoctoniose (SVR) avaliada nas plantas de feijão-caupi ao término
369 do 1º ciclo de cultivo, não foram verificadas diferenças significativas ($P=0,7483$) nos níveis
370 de SVR entre as diferentes microparcelsas, com média de 68,3%. Não foram constatados
371 sintomas de rizoctoniose nas plantas cultivadas nas parcelas da testemunha.

372 Na avaliação efetuada no 4º ciclo de cultivo, houve diferença significativa ($P<0,0001$) nos
373 níveis de SVR entre os tratamentos nas parcelas infestadas (Figura 1), enquanto não foram
374 constatados sintomas da doença nas parcelas da testemunha. O maior nível de doença foi
375 constatado quando quatro plantios sucessivos de feijão-caupi foram efetuados (CA-CA-CA-
376 CA), caracterizando manejo em monocultura, atingindo 75,0% de SVR. O tratamento

377 constituído da combinação de feijão-caupi/pousio/feijão-caupi/feijão-caupi (CA-PO-CA-CA)
378 também apresentou SVR elevada (64,6%), mas foi significativamente inferior ao constatado
379 nos plantios sucessivos de feijão-caupi. Todos os demais tratamentos apresentaram valores de
380 SVR inferiores, com destaque para os tratamentos feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi (CA-
381 MI-SO-CA), feijão-caupi/girassol/sorgo/feijão-caupi (CA-GI-SO-CA) e feijão-
382 caupi/milho/pousio/feijão-caupi (CA-MI-PO-CA), que não diferiram significativamente entre
383 si e apresentaram valores de SVR de 17,2%, 19,5% e 20,3% (Figura 1), respectivamente,
384 propiciando reduções na severidade da doença de 77,6%, 74,0% e 73,9% em relação ao
385 tratamento com quatro plantios sucessivos de feijão-caupi.

386

387 **Análises microbiológicas dos solos após os cultivos.** As populações de *Rhizoctonia* e
388 bactérias totais nos solos diferiram entre os tratamentos ao término do 4º ciclo de cultivo. A
389 maior população de *Rhizoctonia* foi constatada no tratamento CA-CA-CA-CA, com $2,9 \times 10^5$
390 UFC g⁻¹ de solo, sem diferir significativamente de outros sete tratamentos. As menores
391 populações desse fungo foram registradas no tratamento feijão-caupi/pousio/pousio/feijão-
392 caupi (CA-PO-PO-CA), com $0,9 \times 10^4$ UFC g⁻¹ de solo, sem diferirem significativamente do
393 observado na rotação feijão-caupi/mamona/sorgo/feijão-caupi (CA-MA-SO-CA) e outros seis
394 tratamentos (Tabela 3). As populações variaram de $3,3 \times 10^5$ a $4,7 \times 10^5$ UFC g⁻¹ de solo para
395 fungos totais e de $1,0 \times 10^6$ a $1,8 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo para bactérias formadoras de
396 endósporos, sem diferença significativa ($P > 0,05$) entre os tratamentos (Tabela 3). Em relação
397 a bactérias totais, as maiores populações foram detectadas nos tratamentos feijão-
398 caupi/algodão/girassol/feijão-caupi (CA-AL-GI-CA) e feijão-caupi/algodão/mamona/feijão-
399 caupi (CA-AL-MA-CA), ambas com $1,8 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo, enquanto a menor população
400 foi verificada no tratamento CA-PO-PO-CA, com $0,9 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo (Tabela 3). Não
401 foram detectadas populações de *Trichoderma*, *Pseudomonas* do grupo fluorescente e
402 actinomicetos nos solos.

403 Em relação ao carbono da biomassa microbiana, houve diferença significativa entre os
404 tratamentos. A maior concentração de carbono da biomassa microbiana foi detectada no
405 tratamento CA-PO-PO-CA, com 52,0 mg kg⁻¹ de solo. Por outro lado, a menor concentração
406 foi constatada no tratamento feijão-caupi/mamona/sorgo/feijão-caupi (CA-MA-SO-CA) com
407 0,1 mg kg⁻¹ de solo, mas sem diferir significativamente do verificado nos tratamentos feijão-
408 caupi/algodão/pousio/feijão-caupi (CA-AL-PO-CA), CA-AL-GI-CA e CA-PO-CA-CA
409 (Tabela 3).

410

411 **Caracterização da supressividade ou condutividade dos tratamentos.** Não houve
412 correlação significativa dos níveis de severidade da rizoctoniose nas plantas de feijão-caupi
413 no 4º ciclo de cultivo com as densidades populacionais de *Rhizoctonia* (P=0,7008), fungos
414 totais (P=0,3035), bactérias totais (P=0,9734), bactérias formadoras de endósporo (P=0,8787)
415 nos solos, bem como as concentrações de carbono da biomassa microbiana (P=0,3537).

416

417 **Eficácia da rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi sobre diferentes**
418 **isolados de *Rhizoctonia solani*.** A severidade da doença não foi influenciada
419 significativamente pela interação entre sistemas de manejo cultural e isolados do patógeno
420 (P=0,4171), mas por esses fatores isoladamente. A média da severidade foi significativamente
421 inferior (P<0,0001) sob a rotação de culturas (24,7%) comparada à monocultura de feijão-
422 caupi (60,3%), independentemente do isolado de *R. solani*. Houve diferença significativa
423 (P<0,0001) nos níveis de severidade da doença induzidos pelos diferentes isolados de *R.*
424 *solani* nos dois sistemas de manejo (Tabela 4). Sob monocultura, o isolado CMM-2666
425 induziu elevado nível de severidade da doença (SVR = 83,3%), mas sem diferir
426 significativamente dos isolados dos CMM-2648, CMM-2675 e CMM-2682, que induziram
427 severidade entre 62,1% e 70,0%. Com a rotação de culturas, os maiores níveis de doença

428 foram induzidos pelos isolados CMM-2682 (42,5%) e CMM-2666 (38,3%), enquanto a
429 menor severidade foi ocasionada pelo isolado CMM-2669 (5,8%) (Tabela 4).

430

431 **Eficácia da rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi sob diferentes**
432 **densidades de inóculo de *Rhizoctonia solani*.** A severidade da doença não foi influenciada
433 significativamente pela interação entre sistemas de manejo cultural e densidades de inóculo
434 do patógeno ($P=0,09$), mas por esses fatores isoladamente. Nos dois sistemas de manejo
435 cultural houve aumento da severidade da doença com o incremento da densidade do inóculo do
436 patógeno (Figura 2). Na menor densidade de inóculo (50 mg kg^{-1} de solo), a severidade da
437 doença nas plantas de feijão-caupi atingiu 34,6% sob monocultura e 7,5% sob rotação de
438 culturas. Na maior densidade de inóculo (300 mg kg^{-1} de solo), os níveis de severidade
439 atingiram 54,6% e 29,6% sob monocultura e rotação de culturas, respectivamente. O modelo
440 de regressão quadrático propiciou excelente ajuste das curvas de progresso da doença em
441 função da densidade do inóculo de *R. solani*, com valores de coeficiente de determinação (R^2)
442 de 0,9323 e 0,9352, para os manejos em monocultura e rotação de culturas, respectivamente
443 (Figura 2). A taxa de progresso da doença, indicada pelo parâmetro “b” do modelo de
444 regressão quadrático, foi significativamente inferior ($P<0,0001$) sob a rotação de culturas
445 (0,058%) comparada à monocultura de feijão-caupi (0,445%).

446

447 **Eficácia da rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi em solos de**
448 **diferentes localidades.** A severidade da doença não foi influenciada significativamente pela
449 interação entre sistemas de manejo cultural e solos de diferentes localidades ($P=0,2349$), mas
450 por esses fatores isoladamente. A média da severidade foi significativamente inferior
451 ($P<0,0001$) sob a rotação de culturas (19,7%) comparada à monocultura de feijão-caupi
452 (50,5%), independentemente da origem do solo. Somente sob rotação de culturas houve
453 diferença significativa ($P<0,0001$) entre os solos quanto aos níveis de severidade da doença

454 apresentados (Tabela 5). As plantas cultivadas sob rotação de culturas no solo de Moreno
455 apresentaram reduzida severidade da doença (9,2%), diferindo significativamente do
456 constatado nos solos de Pombos e Vitória, onde as plantas atingiram níveis de 37,6% e
457 25,0%, respectivamente, sem diferirem entre si (Tabela 5).

458

459 **DISCUSSÃO**

460

461 Este é o primeiro estudo em que foi investigado o potencial da utilização da rotação de
462 culturas na indução da supressividade à rizoctoniose em feijão-caupi. A severidade da doença
463 foi influenciada diferentemente pelas combinações de feijão-caupi em monocultura ou em
464 rotação com algodão, girassol, mamona, milho e sorgo, bem como em combinação com
465 pousio.

466 A variabilidade nos níveis de rizoctoniose em feijão-caupi observada permite classificar as
467 combinações de manejo cultural em supressivas ou conducivas, conforme destacado por
468 Larkin *et al.* (2010). Nesse contexto, as combinações CA-MI-SO-CA, CA-MI-PO-CA e CA-
469 GI-SO-CA se mostraram supressivas à rizoctoniose do feijão-caupi, ao contrário do
470 constatado nas combinações CA-CA-CA-CA e CA-PO-CA-CA, que evidenciaram
471 conducividade à doença.

472 Os resultados obtidos evidenciam a importância da rotação de culturas na redução da
473 severidade da rizoctoniose do feijão-caupi, a exemplo do verificado em feijão-comum
474 (Abawi, 1989; Abawi e Pastor-Corrales, 1990; Abawi e Widmer, 2000) e outras culturas
475 (Sumner e Bell, 1986; Larkin e Honeycutt, 2006; Schillinger e Paulitz, 2006; Buhre *et al.*,
476 2009; Larkin *et al.*, 2010). Nesse estudo, o plantio sucessivo (monocultura) de feijão-caupi foi
477 altamente conducivo à rizoctoniose, confirmando observações de que as doenças em plantas,
478 de um modo geral, têm sua severidade agravada quando praticada a monocultura (Palti, 1981;
479 Abawi e Widmer, 2000; Reis *et al.*, 2011). No entanto, para alguns patossistemas a

480 monocultura prolongada tem conduzido à supressividade (Baker e Chet, 1982; Hornby, 1983;
481 Bettiol e Ghini, 2005). Em relação a *R. solani*, o fenômeno de declínio da doença com a
482 monocultura foi descrito para a podridão de raiz em beterraba açucareira no Japão, sendo
483 sugerido que o declínio foi devido, principalmente, à rápida redução do potencial de inóculo e
484 supressão da doença no solo (Hyakumachi, 1999).

485 É importante considerar que, geralmente, a rotação de culturas pode reduzir patógenos
486 habitantes do solo por um (ou todos) dos três mecanismos gerais: (i) pela interrupção do ciclo
487 da relação patógeno-hospedeiro, atuando sobre a produção, crescimento ou sobrevivência do
488 inóculo; (ii) pela alteração das características físicas, químicas ou biológicas do solo, tornando
489 o ambiente do solo menos condutivo para o desenvolvimento ou sobrevivência do patógeno,
490 frequentemente estimulando a atividade e a diversidade da microbiota benéfica à planta; e (iii)
491 pela inibição direta do patógeno, através da produção de compostos inibidores ou tóxicos nas
492 raízes ou resíduos de plantas, ou pelo estímulo a antagonistas microbianos específicos que
493 suprimem diretamente o inóculo do patógeno (Larkin e Honeycutt, 2006; Larkin *et al.*, 2010).
494 Existe uma séria limitação para o primeiro mecanismo, pois muitos patógenos habitantes do
495 solo podem sobreviver por vários anos na ausência do hospedeiro. Portanto, existe o consenso
496 de que a rotação de culturas não é eficiente em controlar patógenos com ampla gama de
497 hospedeiros ou longos períodos de sobrevivência (Palti, 1981; Peters *et al.*, 2003; Reis *et al.*,
498 2011). Para a rotação de culturas ser mais efetiva no manejo de doenças, o segundo e o
499 terceiro mecanismos (que envolvem a supressão ativa, redução ou destruição dos propágulos
500 do patógeno, ou da atividade causando doença) necessitam ser mais bem explorados (Larkin
501 *et al.*, 2010).

502 Os excelentes resultados obtidos no controle da rizoctoniose do feijão-caupi pela rotação
503 de culturas com milho e sorgo (CA-MI-SO-CA) foi surpreendente, tendo em vista que *R.*
504 *solani* apresenta elevada habilidade de competição saprofítica, ampla gama de hospedeiros e
505 produz estruturas de resistência no solo (Papavizas, 1970; Ogoshi, 1987; Vilgalys e Cubeta,

506 1994). Esses resultados podem indicar que os mecanismos de alteração das características
507 físicas, químicas ou biológicas do solo (ii) e/ou inibição direta do patógeno (iii) tenham sido
508 os responsáveis pela supressão da rizoctoniose do feijão-caupi na rotação com milho e sorgo.

509 As variações na resposta do patógeno às diferentes rotações de culturas podem ser
510 decorrentes dos efeitos dos exsudatos radiculares das diferentes espécies de plantas que
511 precedem a cultura principal (Bais *et al.*, 2006; Ladygina e Hedlund, 2010), estimulando ou
512 inibindo o crescimento do fungo no solo e sua atividade patogênica (Abdel-Monaim e Abo-
513 Elyousr, 2012). Nesse contexto, o sorgo produz compostos fenólicos e aleloquímicos, como a
514 quinona sorgoleone (Weston *et al.*, 1999), que persistem no solo e sofrem constantes
515 transformações, dando origem a compostos tóxicos à microbiota (Suzuki *et al.*, 1998).

516 A ausência de correlações significativas entre a densidade populacional de *Rhizoctonia* no
517 solo e a severidade da rizoctoniose do feijão-caupi assemelha-se ao constatado em estudos
518 envolvendo a supressividade natural de solos a essa doença (Barraza-Andrión, 2009). Esses
519 resultados podem ser decorrentes das características do patógeno, do nível de precisão dos
520 métodos de detecção e da influência dos fatores determinantes do potencial de inóculo. Como
521 a intensidade de doenças radiculares é resultante do potencial de inóculo, do qual a densidade
522 do inóculo é apenas um dos componentes envolvidos, a quantificação dessa variável não
523 garante o estabelecimento de relações seguras com a intensidade de doença (Michereff *et al.*,
524 2005).

525 No presente estudo, a rotação com milho e sorgo, bem como outras rotações, propiciaram
526 reduções significativas nos níveis de doença, mas não influenciaram as densidades de inóculo
527 no solo. É importante a distinção entre supressão à doença e supressão ao patógeno. A última
528 é a habilidade de um solo em reduzir a densidade de inóculo do patógeno e sua atividade
529 saprofítica, enquanto a primeira é a capacidade do solo reduzir a intensidade da doença,
530 mesmo com alta densidade de inóculo do patógeno (Hornby, 1983).

531 Uma das estratégias da indução da supressividade pela rotação de culturas é estimular as
532 populações de antagonistas potenciais naturalmente existentes no solo (Abawi e Thurston,
533 1994; Stone *et al.*, 2004), o que não foi detectado em relação às densidades populacionais dos
534 microrganismos no solo, uma vez que não foram constatadas populações de *Trichoderma*,
535 *Pseudomonas* do grupo fluorescente e actinomicetos nos solos, considerados agentes
536 potenciais de biocontrole de *R. solani* e outros patógenos habitantes do solo (Papavizas, 1985;
537 Weller *et al.*, 2002; Mariano *et al.*, 2005; Whipps e Mcquilken, 2009; Akhtar e Siddiqui,
538 2010).

539 A ausência de correlações significativas dos níveis de severidade da rizoctoniose em
540 feijão-caupi com as variáveis microbiológicas nos solos indica que a densidade, diversidade e
541 atividade microbiana não foram influenciadas pelas rotações de culturas, embora seja
542 freqüente a associação de elevados níveis dessas variáveis com a supressão de doenças
543 radiculares (van Elsas *et al.*, 2002; Garbeva *et al.*, 2004; Mazzola, 2004; Janvier *et al.*, 2007;
544 Ghorbani *et al.*, 2008; Ryan *et al.*, 2009; Ladygina e Hedlund, 2010; Larkin *et al.*, 2010).
545 Portanto, não foi possível destacar uma ou um conjunto de características microbiológicas
546 responsáveis pela supressividade ou conducividade dos solos submetidos às rotações de
547 culturas.

548 A rotação de culturas CA-MI-SO-CA evidenciou estabilidade no controle da doença em
549 relação aos diferentes isolados de *R. solani*, pois manteve a severidade da doença em níveis
550 inferiores aos verificados no monocultivo em relação a todos os isolados. As variações na
551 eficácia do controle da doença apresentadas pela rotação de culturas conforme o isolado de *R.*
552 *solani* indicam a ocorrência de variabilidade na virulência entre os isolados do patógeno,
553 como já comprovado em outros estudos (Galindo *et al.*, 1982; Andrade *et al.*, 2005). Esse
554 aspecto pode constituir um obstáculo ao uso da rotação de culturas no controle da rizoctoniose
555 do feijão-caupi em condições de campo, onde as populações do patógeno não são uniformes
556 (Vilgalys e Cubeta, 1994).

557 A elevação dos níveis de severidade da doença com o aumento da densidade de inóculo de
558 *R. solani* é freqüente em vários patossistemas, mas os resultados obtidos com a rotação CA-
559 MI-SO-CA são muito promissores quanto à estabilidade da supressividade dos solos. A
560 redução de 87% na taxa de progresso da rizoctoniose do feijão-caupi obtida com a rotação de
561 culturas, quando comparada à monocultura de feijão-caupi, evidencia a estabilidade do
562 controle da doença quando submetida a diferentes densidades de inóculo de *R. solani*. A
563 redução da taxa de progresso da doença é uma estratégia extremamente desejável no manejo
564 de doenças radiculares, pois indica o nível de eficácia da medida de controle quando
565 submetida a diferentes condições, dentre as quais, densidades de inóculo do patógeno
566 (Campbell e Benson, 1994; Maffia e Mizubuti, 2005). A capacidade de manter os níveis de
567 doença reduzidos, mesmo em elevadas densidade de inóculo do patógeno no solo, é um
568 atributo chave no manejo de doenças radiculares. Essa eficácia é muito importante em
569 condições de infestação natural do solo pelo patógeno, pois níveis variados de inóculo podem
570 estar presentes dentro de uma mesma área de cultivo ou em áreas diferentes (Michereff *et al.*,
571 2005).

572 A redução significativa dos níveis da rizoctoniose com a rotação CA-MI-SO-CA
573 comparada à monocultura, independentemente do solo, confirma o potencial dessa rotação de
574 culturas para o controle da doença em feijão-caupi em diferentes condições de campo. A
575 constatação de diferença entre os solos quanto aos níveis de severidade da rizoctoniose
576 somente sob rotação de culturas pode ter sido decorrente de alterações nas características dos
577 solos ocasionadas pela rotação. Fatores de natureza biótica e/ou abiótica do solo podem ter
578 sido determinantes para esse comportamento, pois a patogenicidade e virulência de *R. solani*
579 têm sido vinculadas com esses fatores edáficos, resultando em diferenças entre os solos
580 quanto à supressividade ou conducividade à rizoctoniose (Michereff Filho *et al.*, 1996;
581 Barraza-Andrión, 2009). Apesar da elevada eficácia da rotação CA-MI-SO-CA, os resultados

582 não se mantiveram estáveis em todos os solos, indicando que a eficácia da utilização da
583 rotação pode variar conforme o nível de conducividade natural dos solos à rizoctoniose.

584 Os níveis de redução da severidade da doença observados indicam o grande potencial da
585 rotação de culturas feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi no manejo da rizoctoniose em feijão-
586 caupi. A manutenção da severidade da doença em níveis inferiores aos verificados no
587 monocultivo em todas as situações avaliadas indica a estabilidade do controle da doença
588 obtido com a rotação de culturas.

589

590 **AGRADECIMENTOS**

591

592 Os autores expressam seus agradecimentos à Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia
593 de Pernambuco (FACEPE) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e
594 Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro à pesquisa (FACEPE Proc. 1308-5.01/08 e CNPq
595 Proc. 476846 2009-9) e pela concessão das bolsas de estudo (L.P. Machado, L.T. Souza e
596 A.P.O. Barros) e de pesquisa (C.S. Lima e S.J. Michereff).

597

598 **REFERÊNCIAS**

599

600 Abawi G.S., 1989. Root rot. In: Schwartz H.F., Pastor-Corrales M.A. (ed.). Bean Production
601 Problems: Disease, Insect, Soil and Climatic Constraints of *Phaseolus vulgaris*, pp. 105-
602 157. CIAT, Cali, Colombia.

603 Abawi G.S., Pastor-Corrales M.A., 1990. Root Rots of Beans in Latin America and Africa:
604 Diagnosis, Research Methodologies, and Management Strategies. CIAT, Cali, Colombia.

605 Abawi, G.S., Thurston, H.D., 1994. Effects of organic mulches, soil amendments, and cover
606 crops on soilborne plant pathogens and their root diseases: a review. In: Thurston H.D.,

- 607 Smith M., Abawi G.S.; Kears S. (ed.). Tapado – Slash/mulch: How Farmers Use It and
608 What Researchers Know About It, pp. 89-99. CIFAD, Ithaca, USA.
- 609 Abawi G.S., Widmer T.L. 2000. Impact of soil health management practices on soil-borne
610 pathogens, nematodes and root diseases of vegetable crops. *Applied Soil Ecology* **15**: 37-
611 47.
- 612 Abdel-Monaim M.F., Abo-Elyousr K.A.M., 2012. Effect of preceding and intercropping
613 crops on suppression of lentil damping-off and root rot disease in New Valley - Egypt.
614 *Crop Protection* **32**: 41-46.
- 615 Akhtar M.S., Siddiqui Z.A., 2010. Role of plant growth promoting rhizobacteria in biocontrol
616 of plant diseases and sustainable agriculture. In: Maheshwari D.K. (ed.). *Plant Growth and
617 Health Promoting Bacteria*, pp. 157-195. Springer-Verlag, Berlin, Germany.
- 618 Andrade, D.E.G.T., Silva C.F.B., Silva L.G.C., Michereff S.J., Sales Júnior R., Assis T.C.,
619 2005. Influência da densidade do inóculo e de isolados de *Rhizoctonia solani* na severidade
620 da rizoctoniose do meloeiro. *Revista Caatinga* **18**: 164-168.
- 621 Athayde Sobrinho C., Viana F.M.P., Santos A.A., 2005. Doenças fúngicas e bacterianas. In:
622 Freire Filho F.R., Lima J.A.A., Ribeiro V.Q. (ed.). *Feijão-caupi: Avanços Tecnológicos*,
623 pp. 461-484. Embrapa Informação Tecnológica, Brasília, Brasil.
- 624 Bais H.P., Weir T.L., Perry L.G., Gilroy S., Vivanco J.M., 2006. The role of root exudates in
625 rhizosphere interactions with plants and other organisms. *Annual Review of Plant Biology*
626 **57**: 233-266.
- 627 Baker R., Chet I., 1982. Induction of suppressiveness. In: Schneider, R.W. (ed.). *Suppressive
628 Soils and Plant Disease*, pp. 35-50. The American Phytopathological Society, St. Paul,
629 USA.
- 630 Baker K.F., Cook R.J., 1974. *Biological Control of Plant Pathogens*. W.H. Freeman, San
631 Francisco, USA.

- 632 Ball B.C., Bingham I., Rees R.M., Watson C.A., 2005. The role of crop rotations in
633 determining soil structure and crop growth conditions. *Canadian Journal of Plant Science*
634 **85**: 557-577.
- 635 Barraza-Andrión E.E., 2009. Supressividade natural de solos do Nordeste brasileiro à murcha-
636 de-fusário e rizoctoniose do caupi. Doutorado Tese. Universidade Federal Rural de
637 Pernambuco, Recife, Brasil.
- 638 Bettiol W., Ghini R., 2005. Solos supressivos. In: Michereff S.J., Andrade D.E.G.T., Menezes
639 M. (ed.). *Ecologia e Manejo de Patógenos Radiculares em Solos Tropicais*, pp.125-153.
640 Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, Brasil.
- 641 Brookes P.C., Powlson D.S., Jendinson D.S., 1982. Measurement of microbial biomass
642 phosphorus in soil. *Soil Biology & Biochemistry* **14**: 319-326.
- 643 Buhre C., Kluth C., Bürcky K., Märlander B., Varrelmann, M., 2009. Integrated control of
644 root and crown rot in sugar beet: combined effects of cultivar, crop rotation, and soil
645 tillage. *Plant Disease* **93**: 155-161.
- 646 Campbell C.L., Benson, D.M., 1994. *Epidemiology and Management of Root Diseases*.
647 Springer-Verlag, Berlin, Germany.
- 648 Cardoso J.E., Pozzer L., Bevitori R., Virgens D.A., 1991. Avaliação de perdas no feijão-de-
649 corda (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) causadas pela podridão radicular de *Rhizoctonia* (*R.*
650 *solani* Kühn). *Anais da III Reunião Nacional de Pesquisa de Caupi, Fortaleza, Brasila*. pp.
651 51.
- 652 Dhingra O.D., Sinclair J.B., 1995. *Basic Plant Pathology Methods*. 2nd ed. Lewis Publisher,
653 Boca Raton, USA.
- 654 Elad Y., Chet I. 1983. Improved selective media for isolation of *Trichoderma* spp. or
655 *Fusarium* spp. *Phytoparasitica* **11**: 55-58.
- 656 Embrapa, 1997. *Manual de Métodos de Análises de Solo*. 2nd ed. Embrapa Solos, Rio de
657 Janeiro, Brasil.

- 658 FAO (Food and Agriculture Organization), 2011. FAOSTAT: Agricultural Statistics
659 Database. site: <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>.
- 660 Galindo J.J., Abawi, G.S., Thurston, H.D., 1982. Variability among isolates of *Rhizoctonia*
661 *solani* associated with snap beans hypocotyls and soil in New York. *Plant Disease*
662 **66**: 390-394.
- 663 Garbeva P., van Veen J.A., van Elsas J.D., 2004. Microbial diversity in soil: selection of
664 microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness.
665 *Annual Review of Phytopathology* **42**: 243-270.
- 666 Ghorbani R., Wilockson S., Koocheki A., Leifert C., 2008. Soil management for sustainable
667 crop disease control: a review. *Environmental Chemistry Letters* **6**: 149-162.
- 668 Hornby D., 1983. Suppressive soils. *Annual Review of Phytopathology* **21**: 65-85.
- 669 Hyakumachi M., 1999. Suppression and prevention: mechanisms involved in *Rhizoctonia*
670 disease decline. *Summa Phytopathologica* **25**: 99-102.
- 671 Islam K.R., Weil R.R., 1998. Microwave irradiation of soil for routine measurement of
672 microbial biomass carbon. *Biology and Fertility of Soils* **27**: 408-416.
- 673 Janvier C., Villeneuve F., Alabouvette C., Edel-Hermann V., Mateille T., Steinberg C., 2007.
674 Soil health through soil disease suppression: which strategy from descriptors to indicators?
675 *Soil Biology & Biochemistry* **39**: 1-23.
- 676 King E.O., Ward M.K., Baney D.E., 1954. Two simple media for the demonstration of
677 pyocyanin and fluorescin. *Journal of Laboratory and Clinical Medicine* **44**: 301-307.
- 678 Ko W., Hora F., 1971. A selective medium for the quantitative determination of *Rhizoctonia*
679 *solani* in soil. *Phytopathology* **61**: 707-710.
- 680 Krupinsky J.M., Bailey K.L., McMullen M.M., Gossen B.D., Turkington T.K., 2002.
681 Managing plant disease risk in diversified cropping systems. *Agronomy Journal* **94**:198-
682 209.

- 683 Ladygina N., Hedlund K., 2010. Plant species influence microbial diversity and carbon
684 allocation in the rhizosphere. *Soil Biology & Biochemistry* **42**: 162-168.
- 685 Larkin R.P., Griffin T.S., Honeycutt, C.W., 2010. Rotation and cover crop effects on soil-
686 borne potato diseases, tuber yield, and soil microbial communities. *Plant Disease* **94**:
687 1491-1502.
- 688 Larkin R.P., Honeycutt C.W., 2006. Effects of different 3-year cropping systems on soil
689 microbial communities and Rhizoctonia disease of potato. *Phytopathology* **96**: 68-79.
- 690 Maffia L.A., Mizubuti E.S.G., 2005. Epidemiologia de doenças radiculares. In: Michereff
691 S.J., Andrade D.E.G.T., Menezes, M. (ed.). *Ecologia e Manejo de Patógenos Radiculares*
692 *em Solos Tropicais*, pp. 198-234. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife,
693 Brasil.
- 694 Mariano R.L.R., Silveira E.B., Gomes A.M.A. 2005. Controle biológico de doenças
695 radiculares. In: Michereff S.J., Andrade D.E.G.T., Menezes, M. (ed.). *Ecologia e Manejo*
696 *de Patógenos Radiculares em Solos Tropicais*, pp. 303-322. Universidade Federal Rural de
697 Pernambuco, Recife, Brasil.
- 698 Mazzola, M., 2004. Assessment and management of soil microbial community structure for
699 disease suppression. *Annual Review of Phytopathology* **42**: 35-59.
- 700 McKinney H.H., 1923. Influence of soil temperature and moisture on infection of wheat seedlings
701 by *Helminthosporium sativum*. *Journal of Agricultural Research* **26**: 195-218.
- 702 Michereff S.J., Andrade D.E.G.T., Peruch, L.A.M., 2005. Inóculo de patógenos radiculares.
703 In: Michereff S.J., Andrade D.E.G.T., Menezes, M. (ed.). *Ecologia e Manejo de Patógenos*
704 *Radiculares em Solos Tropicais*, pp. 93-124. Universidade Federal Rural de Pernambuco,
705 Recife, Brasil.
- 706 Michereff Filho M., Michereff S.J., Silva E.B., Andrade D.E.G.T., Antunes Sobrinho S.,
707 Noronha M.A., Mariano R.L.R., 1996. Influência de tipos de solos do estado de

- 708 Pernambuco na intensidade de doença induzida por *Rhizoctonia solani* em feijoeiro.
709 *Fitopatologia Brasileira* **21**: 19-25.
- 710 Noronha M.A., Michereff S.J., Mariano R.L.R., 1995. Efeito do tratamento de sementes de
711 caupi com *Bacillus subtilis* no controle de *Rhizoctonia solani*. *Fitopatologia Brasileira* **20**:
712 174-178.
- 713 Ogoshi A., 1987. Ecology and pathogenicity of anastomosis and intraspecific groups of
714 *Rhizoctonia solani* Kühn. *Annual Review of Phytopathology* **25**: 125-143.
- 715 Palti J., 1981. Cultural Practices and Infectious Crop Diseases. Springer-Verlag, Berlin,
716 Germany.
- 717 Papavizas G.C., 1970. Colonization and growth of *Rhizoctonia solani* in soil. In: Parmeter Jr. J.R.
718 (ed.). *Rhizoctonia solani*: Biology and Pathology, pp. 108-122. University of California
719 Press, Berkeley, USA.
- 720 Papavizas G.C., 1985. *Trichoderma* and *Gliocladium*: biology, ecology, and potential for
721 biocontrol. *Annual Review of Phytopathology* **23**: 23-54.
- 722 Peters R.D., Sturz A.V., Carter M.R., Sanderson J.B., 2003. Developing disease-suppressive
723 soils through crop rotation and tillage management practices. *Soil & Tillage Research* **72**:
724 181-192.
- 725 Reis E.M., Casa R.T., Bianchin V., 2011. Controle de doenças de plantas pela rotação de
726 culturas. *Summa Phytopathologica* **37**: 85-91.
- 727 Rios G.P., 1990. Principais Doenças do Caupi no Brasil. Embrapa Arroz e Feijão, Goiânia,
728 Brasil.
- 729 Ryan P.R., Dessaux Y., Thomashow L.S., Weller D.M., 2009. Rhizosphere engineering and
730 management for sustainable agriculture. *Plant and Soil* **321**: 363-383.
- 731 Schillinger W.F., Paulitz T.C., 2006. Reduction of *Rhizoctonia* bare patch in wheat with
732 barley rotations. *Plant Disease* **90**: 302-306.

- 733 Silva K.J.D., 2011. Estatística da Produção de Feijão-caupi. site:
734 <http://www.grupocultivar.com.br/site/content/artigos/artigos.php?id=880>.
- 735 Singh B.B., Ehlers J.D., Sharma B., Freire Filho F.R., 2002. Recent progress in cowpea
736 breeding. In: Fatokun C.A., Tarawali S.A., Singh B.B., Kormawa P.M., Tamò M. (ed.).
737 Challenges and Opportunities for Enhancing Sustainable Cowpea Production, pp. 22-40.
738 IITA, Ibadan, Nigeria.
- 739 Sneath P.H., 1986. Endospore-forming gram-positive rods and cocci. In: Sneath P.H., Mair
740 N.S., Sharpe M.E., Holt J.G. (ed.). *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, pp. 1104-
741 1207. Williams & Wickins, Baltimore, USA.
- 742 Stone A.G., Scheuerell S.J., Darby H.M., 2004. Suppression of soilborne diseases in field
743 agricultural systems: organic matter management, cover cropping, and other cultural
744 practices. In: Magdoff F., Weil R.R. (ed.) *Soil Organic Matter in Sustainable Agriculture*,
745 pp. 132-164. CRC Press, Boca Raton, USA.
- 746 Sumner D.R., Bell D.K., 1986. Influence of crop rotation on severity of crown and brace root
747 rot caused in corn by *Rhizoctonia solani*. *Phytopathology* **76**: 248-252.
- 748 Suzuki Y., Kono Y., Inoue T., Sakurai A., 1998. A potent antifungal benzoquinone in
749 etiolated sorghum seedlings and its metabolites. *Phytochemistry* **47**: 997-1001
- 750 Tuite J., 1969. *Plant Pathological Methods: Fungi and Bacteria*. Burgess, Minneapolis, USA.
- 751 Van Elsas J.D., Garbeva P., Salles J., 2002. Effects of agronomical measures on the microbial
752 diversity of soils as related to the suppression of soil-borne plant pathogens.
753 *Biodegradation* **13**: 29-40.
- 754 Vargas Gil, A., Pastor, S., March G.J., 2009. Quantitative isolation of biocontrol agents
755 *Trichoderma* spp., *Gliocladium* spp. and actinomycetes from soil with culture media.
756 *Microbiological Research* **164**: 196-205.
- 757 Vilgalys R., Cubeta M.A., 1994. Molecular systematics and population biology of
758 *Rhizoctonia*. *Annual Review Phytopathology* **32**: 135-155.

- 759 Weller D.M., Raaijmakers J.M., Gardener B.B.M., Thomashow L.S., 2002. Microbial
760 populations responsible for specific soil suppressiveness to plant pathogens. *Annual*
761 *Review of Phytopathology* **40**: 309-348.
- 762 Weston L.A., Nimbal C.I., Jeandet P., 1999. Allelopathic potential of grain sorghum
763 (*Sorghum bicolor* [L.] Moench) and related species. In: Inderjit; Dakshini K.M.M., Foy
764 C.L. (ed.). *Principles and Practices in Plant Ecology*, pp. 467-477. CRC Press, Boca Raton,
765 USA.
- 766 Whipps J.M., Mcquilken M.P., 2009. Biological control agents in plant disease control. In:
767 Walters D. (ed.). *Disease Control in Crops: Biological and Environmentally Friendly*
768 *Approaches*, pp. 27-61. Wiley-Blackwell, Sussex, England.
- 769
- 770

771 **Tabela 1.** Características físicas e químicas dos solos de diferentes localidades do estado de
 772 Pernambuco utilizados na avaliação do potencial da rotação de culturas na indução da
 773 supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi.

774

Variável ^a	Origem do solo					
	Camaragibe	Goiana	Itapirema	Moreno	Pombos	Vitória
Densidade aparente (g/cm ³)	1,37	1,26	1,47	1,59	1,18	1,45
Densidade real (g/cm ³)	2,63	2,60	2,57	2,63	2,61	2,61
Porosidade total (% v/v)	48	51	43	40	55	44
Areia grossa (g/kg)	566	321	371	614	253	225
Areia fina (g/kg)	240	450	517	198	342	453
Silte (g/kg)	56	77	14	50	92	170
Argila (g/kg)	138	152	98	138	313	152
Argila natural (g/kg)	20	20	0	20	120	20
Grau de flocculação (% m/m)	86	87	100	86	62	87
Relação silte/argila	0,41	0,61	0,14	0,36	0,29	1,12
Classe textural ^b	FAR	FAR	AR	FAR	FAGAR	FAR
pH (em água)	7,1	5,8	5,9	5,6	5,6	6,0
P assimilável (mg/kg)	599	24	212	46	352	352
Cálcio (cmol/kg)	5,67	4,66	1,73	1,92	2,54	2,23
Magnésio (cmol/kg)	1,32	1,52	0,81	0,71	5,78	2,64
Potássio (cmol/kg)	0,22	0,10	0,06	0,07	0,52	0,54
Sódio (cmol/kg)	0,32	0,32	0,06	0,06	0,92	0,45
Soma de bases (SB)	7,52	6,60	2,66	2,76	9,76	5,86
Hidrogênio	0,00	0,55	0,66	3,06	0,88	0,66
Alumínio	0,00	0,00	0,00	0,02	0,00	0,00
CTC (a pH 7)	7,52	7,15	3,32	5,84	10,64	6,52
Saturação de bases (%)	100	92	80	47	92	90
Saturação por alumínio (%)	0,00	0,00	0,00	0,72	0,00	0,00
Saturação por sódio (%)	4,26	4,48	1,81	1,03	8,65	6,90

775 ^a Analisadas conforme Embrapa (1997).

776 ^b AR = areia, FAGAR = franco argilo arenoso, FAR = Franco arenoso.

777

778 **Tabela 2.** Tratamentos utilizados na avaliação do potencial da rotação de culturas na indução
 779 da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi.

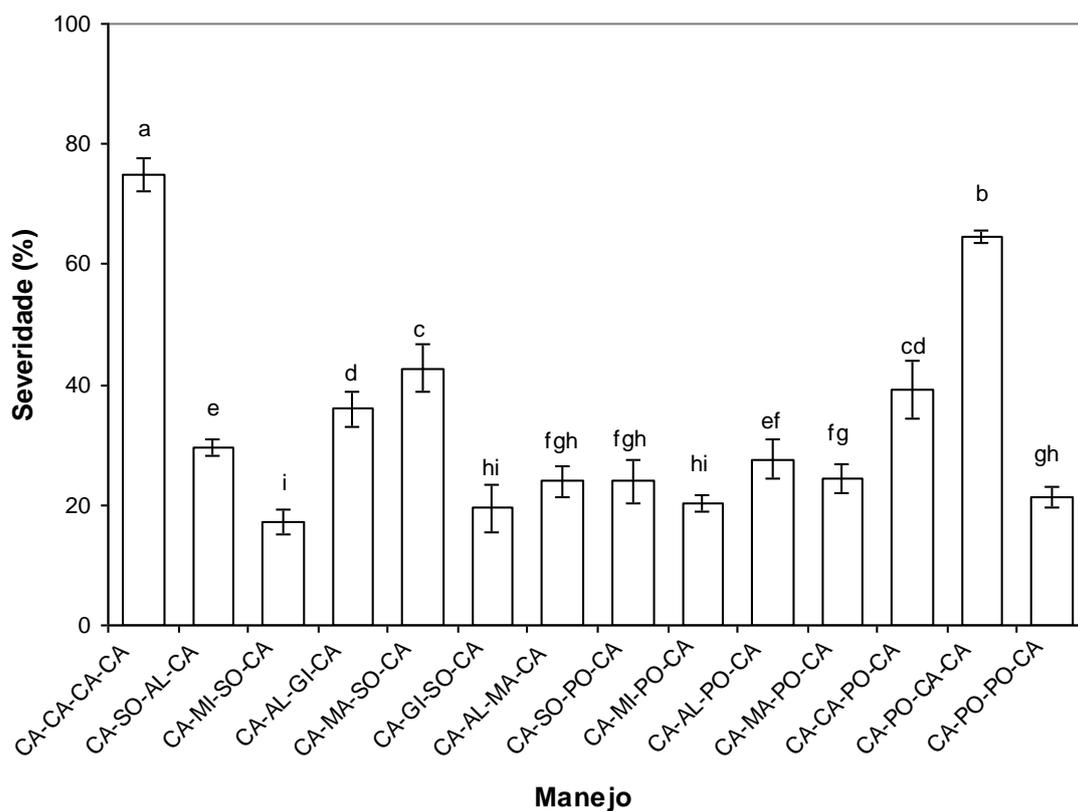
780

Tratamento ^a	Ciclo de cultivo			
	1 ^o	2 ^o	3 ^o	4 ^o
1	feijão-caupi	feijão-caupi	feijão-caupi	feijão-caupi
2	feijão-caupi	sorgo	algodão	feijão-caupi
3	feijão-caupi	milho	sorgo	feijão-caupi
4	feijão-caupi	algodão	girassol	feijão-caupi
5	feijão-caupi	mamona	sorgo	feijão-caupi
6	feijão-caupi	girassol	sorgo	feijão-caupi
7	feijão-caupi	algodão	mamona	feijão-caupi
8	feijão-caupi	sorgo	pousio	feijão-caupi
9	feijão-caupi	milho	pousio	feijão-caupi
10	feijão-caupi	algodão	pousio	feijão-caupi
11	feijão-caupi	mamona	pousio	feijão-caupi
12	feijão-caupi	feijão-caupi	pousio	feijão-caupi
13	feijão-caupi	pousio	feijão-caupi	feijão-caupi
14	feijão-caupi	pousio	pousio	feijão-caupi
15 (Testemunha)	feijão-caupi	feijão-caupi	feijão-caupi	feijão-caupi

781

782 ^a Os plantios nos tratamentos 1 a 14 foram efetuados em solo infestado por *Rhizoctonia solani*, enquanto no
 783 tratamento 15 em solo não infestado pelo patógeno.

784



785

786 **Figura 1.** Influência da rotação de culturas e outros tratamentos (CA = feijão-caupi, AL =
787 algodão, GI = girassol, MA = mamona, MI = milho, SO = sorgo, PO = pousio) na severidade
788 da rizoctoniose do feijão-caupi avaliada no 4º ciclo de cultivo. Colunas indicam as médias
789 originais de quatro repetições e as barras os desvios padrões. Para a análise estatística, os dados
790 foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$. Médias com a mesma letra não diferem significativamente
791 entre si pelo teste LSD de Fisher (P=0,05).

792

793 **Tabela 3.** Densidades populacionais de *Rhizoctonia* (Rhizo), fungos totais (FunTot), bactérias
 794 totais (BacTot), bactérias formadoras de endósporo (BacEnd) e carbono da biomassa
 795 microbiana (CBioM) nos solos submetidos à rotação de culturas e outros tratamentos visando
 796 o controle da rizoctoniose do feijão-caupi, avaliadas ao final do 4º ciclo de cultivo.
 797

Tratamento ^a	Densidades populacionais (UFC g ⁻¹ solo)				CBioM (mg kg ⁻¹)
	Rhizo (x10 ⁴)	FunTot (x10 ⁵)	BacTot (x10 ⁶)	BacEnd (x10 ⁶)	
CA-CA-CA-CA	2,9 a	4,7 a ^b	1,6 ab	1,6 a	11,5 c
CA-SO-AL-CA	1,5 de	3,4 a	1,5 ab	1,2 a	9,1 cd
CA-MI-SO-CA	2,1 abcd	3,8 a	1,6 ab	1,7 a	4,8 ef
CA-AL-GI-CA	1,5 de	3,8 a	1,8 a	1,0 a	2,0 fg
CA-MA-SO-CA	1,0 d de	4,4 a	1,2 ab	1,8 a	0,1 g
CA-GI-SO-CA	2,0 abcd	4,4 a	1,6 ab	1,3 a	11,3 c
CA-AL-MA-CA	1,7 bcde	4,2 a	1,8 a	1,7 a	21,8 b
CA-SO-PO-CA	2,0 abcd	3,3 a	1,2 ab	1,4 a	6,4 de
CA-MI-PO-CA	2,7 ab	4,7 a	1,2 ab	1,6 a	9,1 cd
CA-AL-PO-CA	1,8 abcde	3,4 a	1,6 ab	1,7 a	1,6 fg
CA-MA-PO-CA	2,7 ab	4,5 a	1,7 ab	1,5 a	13,1 c
CA-CA-PO-CA	1,8 abcde	3,6 a	1,6 ab	1,6 a	13,2 c
CA-PO-CA-CA	1,6 cde	4,4 a	1,2 ab	1,4 a	0,7 fg
CA-PO-PO-CA	0,9 e	4,6 a	0,9 b	1,7 a	52,0 a
C.V. (%) =	4,5	2,7	2,8	3,6	8,7

798

799 ^a CA = feijão-caupi, AL = algodão, GI = girassol, MA = mamona, MI = milho, SO = sorgo, PO = pousio,

800 ^b Médias originais de quatro repetições. Para a análise estatística, os dados foram transformados em log (x+1).

801 Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste LSD de Fisher

802 (P=0,05).

803 **Tabela 4.** Eficácia da rotação de cultura feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi comparada à
 804 monocultura de feijão-caupi em quatro cultivos sucessivos na redução da severidade da
 805 rizoctoniose do feijão-caupi induzida por diferentes isolados de *Rhizoctonia solani*.

806

Isolado de <i>Rhizoctonia solani</i>	Severidade (%) ^a	
	Monocultura	Rotação
CMM-2648	70,0 abA	26,7 bcB
CMM-2651	55,8 bcA	25,4 cB
CMM-2656	55,4 bcA	21,7 cdB
CMM-2666	83,3 aA	38,3 abB
CMM-2669	38,3 cA	5,80 eB
CMM-2675	67,5 abA	26,3 cB
CMM-2682	62,1 abA	42,5 aB
CMM-3006	50,4 bcA	11,3 deB
C.V. (%) = 17,4		

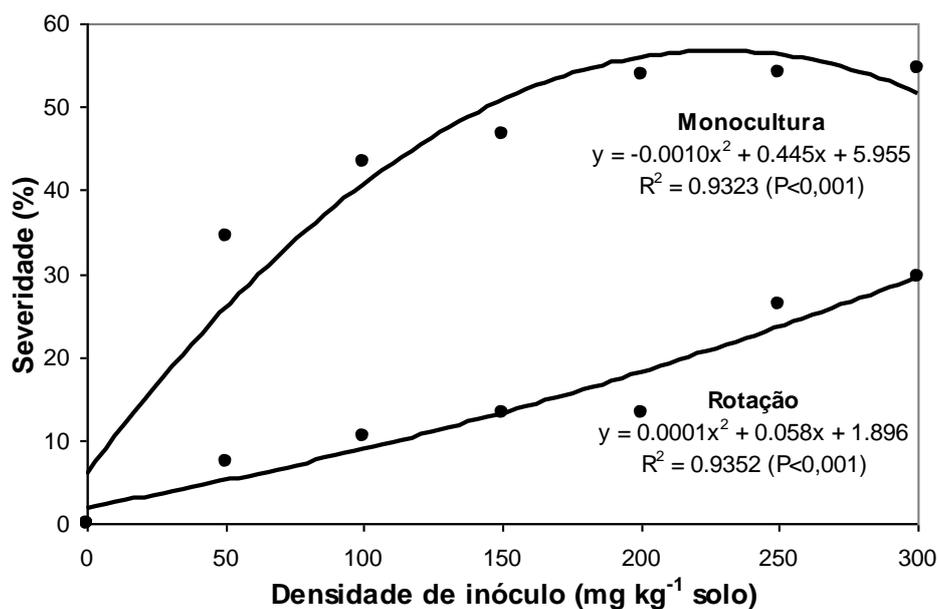
807

808 ^a Médias originais de quatro repetições. Para a análise estatística, os dados foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$.

809 Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem significativamente entre
 810 si pelo teste LSD de Fisher (P=0,05).

811

812



813

814 **Figura 2.** Eficácia da rotação de cultura feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi comparada à
815 monocultura de feijão-caupi em quatro cultivos sucessivos na redução da severidade da
816 rizoctoniose do feijão-caupi induzida por diferentes densidades de inóculo de *Rhizoctonia*
817 *solani*.

818

819 **Tabela 5.** Eficácia da rotação de cultura feijão-caupi/milho/sorgo/feijão-caupi comparada à
 820 monocultura de feijão-caupi em quatro cultivos sucessivos na redução da severidade da
 821 rizoctoniose do feijão-caupi em solos de diferentes localidades do estado de Pernambuco,
 822 Brasil.
 823

Origem do Solo	Severidade (%) ^b	
	Monocultura	Rotação
Goiana	42,5 aA	14,6 bcB
Itapirema	40,0 aA	12,1 bcB
Moreno	40,0 aA	9,2 cB
Pombos	60,8 aA	37,6 aB
Vitória	69,2 aA	25,0 abB
C.V. (%) = 16,5		

824

825 ^a Conforme Tabela 1.826 ^b Médias originais de quatro repetições. Para a análise estatística, os dados foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$.

827 Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem significativamente entre

828 si pelo teste LSD de Fisher (P=0,05).

Capítulo III

Indução da Supressividade à Rizoctoniose do Feijão-caupi pela Adubação Verde

1 Supressividade rizoctoniose feijão-caupi pela adubação verde

2

3 *Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE, Brazil*

4

5 **Indução da Supressividade à Rizoctoniose do Feijão-caupi pela Adubação**

6 **Verde**

7

8 LITERVALDO PEREIRA MACHADO¹, LEONARDO TAVARES DE SOUZA¹, ANA PAULA DE OLIVEIRA

9 BARROS¹, CRISTIANO SOUZA LIMA² and SAMI JORGE MICHHEREFF¹

10

11 Endereços dos autores: ¹Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de

12 Pernambuco, Recife 52171-900, PE, Brasil; ²Unidade Acadêmica de Garanhuns,

13 Universidade Federal Rural de Pernambuco, Garanhuns 55292-270, PE, Brasil

14 (correspondência para S. J. Michereff. E-mail: sami@depa.ufrpe.br)

15

16 **Keywords:** *Vigna unguiculata*, *Rhizoctonia solani*, doença radicular, manejo cultural.

17

18 **Resumo**

19

20 A rizoctoniose, causada por *Rhizoctonia solani*, é uma importante doença do feijão-caupi na
21 região Nordeste do Brasil. O trabalho teve como objetivos avaliar o potencial da utilização de
22 adubos verdes na indução da supressividade à doença e identificar os fatores responsáveis
23 pela supressividade. O experimento foi conduzido em microparcelas no campo, em solo
24 franco arenoso, no qual não foram detectadas populações autóctones de *R. solani*. Após a
25 infestação do solo com *R. solani*, foram comparados 13 tratamentos, considerando diferentes
26 combinações de feijão-caupi (cv. IPA 206) e adubos verdes (crotalária breviflora, crotalária
27 juncea, crotalária spectabilis, feijão-de-porco, guandu anão, guandu forrageiro, labe-labe,
28 mucuna anã, mucuna preta, milho e sorgo), em cinco ciclos de cultivo. As avaliações da
29 severidade da doença foram realizadas no 1º, 3º e 5º ciclos de cultivo. Após a avaliação final
30 da doença, foram coletadas amostras dos solos em todos os tratamentos para análises
31 microbiológicas. Nas duas avaliações realizadas após o cultivo de adubos verdes (3º e 5º
32 ciclos), a incorporação de sorgo ao solo propiciou os maiores níveis de controle da
33 rizoctoniose em feijão-caupi, reduzindo em 81,3% e 83,3% a severidade da doença,
34 respectivamente. Não houve correlação significativa dos níveis de severidade da rizoctoniose
35 com as densidades populacionais de *Trichoderma*, bactérias oligotróficas, bactérias
36 copiotróficas, *Pseudomonas* do grupo fluorescente, bactérias formadoras de endósporo e
37 actinomicetos nos solos, bem como as concentrações de carbono da biomassa microbiana e
38 carbono evoluído dos solos, indicando que outros mecanismos podem estar envolvidos na
39 supressividade da doença.

40

41 **Abstract**

42

43 **Suppressiveness induction to Rhizoctonia canker of cowpea by green manures**

44

45 Rhizoctonia canker, caused by *Rhizoctonia solani*, is an important cowpea disease in
46 Northeastern region of Brazil. This work aimed to evaluate the potential of green manure in
47 inducing suppressiveness to Rhizoctonia canker in cowpea as well as to identify the factors
48 related to suppression. The experiment was carried in field microplots, using a sandy loam
49 soil with out native populations of *R. solani*. Thirteen treatments were compared after soil
50 infestation with *R. solani*. Different combinations of cowpea (cv. IPA 206) and green manures
51 (sunn hemp, breviflora crotalaria, showy crotalaria, jack bean, velvet bean, dwarf mucuna,
52 lablab bean, dwarf pigeon pea, forage pigeon pea, corn, millet and sorghum) were compared
53 in five growing seasons. Disease severity evaluations were carried out in the 1st, 3rd and 5th
54 growing seasons. After the last disease evaluation, samples of soil were collected in all
55 treatments for microbiological analyzes. For the two evaluations after green manure
56 cultivation (3rd and 5th growing seasons), the incorporation of sorghum into the soil led to
57 smallest levels of severity of cowpea Rhizoctonia canker, reducing by 81.3% and 83.3% the
58 disease severity, respectively. There was no significant correlation between levels of disease
59 severity with population densities of *Trichoderma*, oligotrophic bacteria, copiotrophic
60 bacteria, fluorescent *Pseudomonas*, endospore-forming bacteria and actinomycetes in the soil,
61 as well as the concentrations of microbial biomass carbon and carbon evolved from soils,
62 indicating that other mechanisms may be involved in disease suppressiveness.

63

64

65

66 **Introdução**

67

68 O Brasil é o terceiro produtor mundial de feijão-caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], com
69 1,3 milhões de hectares plantados e produção de 492,3 mil toneladas (FAO 2011). Essa
70 leguminosa é produzida principalmente na região Nordeste, onde são cultivados cerca de 1,2
71 milhões de hectares (Silva 2011). O potencial produtivo do feijão-caupi para o Nordeste
72 brasileiro é indiscutível, mas a produtividade é baixa, refletindo fatores adversos como
73 instabilidade pluviométrica, utilização de cultivares com potencial genético reduzido e
74 ocorrência de doenças e pragas (Melo et al. 2005).

75 A rizoctoniose, causada pelo fungo *Rhizoctonia solani* Kühn, é uma das doenças mais
76 frequentes e de maior intensidade no feijão-caupi no Nordeste brasileiro (Coelho 2001;
77 Athayde Sobrinho et al. 2005). Os sintomas da doença se caracterizam por podridões de
78 sementes e de raízes, lesões pardo-avermelhadas bem delimitadas e deprimidas (cancros) na
79 base do caule, resultando no tombamento das plântulas. Os danos são muito grandes,
80 principalmente durante os primeiros 15 dias após o plantio, quando determina a morte da
81 planta (Rios 1990). Perdas de até 60% na produção de feijão-caupi foram registradas no Brasil
82 devido à ocorrência da rizoctoniose (Cardoso et al. 1991).

83 As medidas preconizadas para o controle da rizoctoniose em feijão-caupi muitas vezes
84 tornam-se inviáveis ou inefetivas, principalmente devido à elevada agressividade do
85 patógeno, ampla gama de hospedeiros, transmissibilidade pelas sementes e alta capacidade de
86 sobrevivência no solo mesmo na ausência da planta hospedeira, assim como por questões
87 econômicas e ecológicas em relação ao uso de produtos químicos no solo (Athayde Sobrinho
88 et al. 2005).

89 No contexto do desenvolvimento de estratégias sustentáveis de manejo de doenças
90 radiculares, a indução da supressividade do solo é um aspecto fundamental a ser investigado

91 (Stone et al. 2004; Bettiol e Ghini 2005). Solos supressivos podem ser definidos como aqueles
92 que previnem o estabelecimento dos patógenos ou inibem as suas atividades patogênicas,
93 sendo o oposto de solos condutivos (Baker e Cook 1974). É importante a distinção entre
94 supressão à doença e supressão ao patógeno. A última é a habilidade de um solo em reduzir a
95 densidade de inóculo do patógeno e sua atividade saprofítica, enquanto a primeira é a
96 capacidade do solo reduzir a intensidade da doença, mesmo com alta densidade de inóculo e
97 capacidade de sobrevivência do patógeno (Hornby 1983).

98 A supressividade do solo pode ser induzida de várias maneiras, dentre as quais, pela
99 adubação verde (Palti 1981; Hornby 1983; Abawi e Widmer 2000; Stone et al. 2004; Wiggins
100 e Kinkel 2005; Ghorbani et al. 2008). A incorporação de adubos verdes propicia benefícios ao
101 solo, incluindo incrementos nos teores de nutrientes e matéria orgânica, melhoria da estrutura
102 do solo, controle da erosão e de plantas invasoras, além de poderem ser utilizados num
103 sistema de manejo sem interrupção da produção (Cherr et al. 2006). Os mecanismos pelos
104 quais os adubos verdes podem influenciar as doenças radiculares são variados e,
105 frequentemente, desconhecidos (Wiggins e Kinkel 2005). A influência sobre o patógeno pode
106 ser direta, pela liberação de substâncias fungitóxicas, como glucosinolato, avenacina,
107 saponina e isotiocianato, durante o processo de decomposição no solo. Mas também pode ser
108 indireta, pela influência sobre as populações microbianas indígenas, com o incremento na
109 densidade, diversidade e atividade microbiana, resultando em mudanças na comunidade
110 microbiana que podem afetar as populações dos patógenos através da competição,
111 antagonismo, parasitismo e predação (Palti 1981; Abawi e Thurston, 1994; Abawi e Widmer
112 2000; Stone et al. 2004; Wiggins e Kinkel 2005; Ghorbani et al. 2008). No entanto, a resposta
113 do patógeno aos adubos verdes pode ser variável, em função do tipo de material orgânico
114 incorporado ao solo, da sua relação carbono/nitrogênio (C/N) e do nível de decomposição
115 (Lewis e Papavizas 1975; Hoitink et al. 1996; Hasna et al. 2007).

116 Não existem estudos sobre o uso da adubação verde visando o controle da rizoctoniose
117 em feijão-caupi. Mesmo para feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.), intensivamente cultivado
118 em várias regiões, os estudos são escassos. Resultados de testes realizados em casa de
119 vegetação no estado de Nova Iorque (Estados Unidos da América) demonstraram que adubos
120 verdes incorporados ao solo diferiram na supressão das doenças radiculares do feijoeiro-
121 comum, dentre as quais a rizoctoniose. A incorporação prévia de centeio (*Secale cereale* L.)
122 no solo propiciou reduções significativas nos níveis de doenças radiculares, enquanto a
123 incorporação de ervilhaca (*Vicia sativa* L.) resultou em maior severidade das doenças e menor
124 rendimento da cultura (Abawi e Widmer 2000).

125 O presente trabalho teve como objetivos avaliar o potencial da utilização de adubos
126 verdes na indução da supressividade à rizoctoniose do feijão-caupi e identificar os fatores
127 bióticos do solo responsáveis pela supressividade.

128

129 **Materiais e Métodos**

130

131 **Parcelas experimentais e solo**

132 O experimento foi conduzido no período de agosto de 2010 a agosto de 2011, em
133 microparcels constituídas de manilhas de concreto instaladas no Núcleo de Fitopatologia da
134 Universidade Federal Rural de Pernambuco, em Recife, estado de Pernambuco, Brasil
135 (08°501' S, 34°54' W). Cada microparcela tinha 50 cm de diâmetro e 30 cm de profundidade,
136 com capacidade para 40 kg de solo. O solo utilizado foi coletado a uma profundidade de 0-20
137 cm em área sem cultivo prévio com leguminosas e sem histórico de ocorrência de doenças
138 radiculares, no município de Camaragibe (estado de Pernambuco), com as seguintes
139 características: textura franco-arenosa; pH (H₂O) = 7,1; P = 599 mg kg⁻¹; K = 0,22 cmol_c kg⁻¹;
140 Ca = 5,67 cmol_c kg⁻¹; Mg = 1,32 cmol_c kg⁻¹; Na = 0,32 cmol_c kg⁻¹; Al = 0,00 cmol_c kg⁻¹; CTC =

141 7,52. O solo utilizado não recebeu fertilizantes, durante o experimento não foram efetuadas
142 aplicações de fungicidas ou inseticidas, o controle das plantas invasoras foi efetuado por
143 capina manual e a irrigação por inundação. As condições de temperatura do ar, umidade
144 relativa do ar e precipitação pluviométrica foram monitoradas com mini estação
145 meteorológica (WatchDog 450, Spectrum Technologies Inc., Plainfield, IL, EUA) instalada
146 na área de microparcels.

147

148 **Detecção das atividades saprofítica e patogênica de *Rhizoctonia* no solo**

149 Na determinação da atividade saprofítica de *Rhizoctonia* foram utilizadas iscas biológicas,
150 constituídas de segmentos de talos de feijão-caupi (cv. IPA-206) com 1 cm de comprimento.
151 Os talos foram autoclavados (120 °C, 1 atm, 30 min) e depois imersos em uma suspensão de
152 tetraciclina (250 ppm). Após secagem por 30 min em câmara asséptica, 16 talos foram
153 semeados em cada recipiente plástico tipo gerbox (13x13x4 cm) contendo 200 g de solo,
154 previamente peneirado em uma malha de 4 mm e umedecido com 50 mL de água destilada
155 esterilizada. Foram utilizadas 10 repetições (gerbox). Após dois dias de incubação no escuro a
156 $25\pm 1,0^{\circ}\text{C}$ e umidade relativa de $75\pm 5,5\%$ em câmara de crescimento do tipo BOD, os talos
157 foram recuperados pela passagem do solo em peneira com malha de 1,7 mm. Os talos foram
158 lavados em água corrente, desinfestados em NaClO a 1,5% por 1 min e lavados em água
159 destilada esterilizada. Após secagem por 30 min em papel de filtro esterilizado, oito talos
160 foram transferidos para cada placa de Petri contendo o meio de Ko e Hora (1971). Decorridas
161 24 h de incubação, foi analisada a presença de colônias de *Rhizoctonia* crescendo no meio de
162 cultura a partir das iscas, com auxílio de microscópio.

163 Na determinação da atividade patogênica, sementes de feijão-caupi (cv. IPA-206) foram
164 desinfestadas em solução de NaOCl a 1,5% por 2 min e lavadas em água destilada
165 esterilizada. Após secagem por 45 min em câmara asséptica, as sementes foram plantadas em

166 bandejas plásticas (30x25x4 cm) contendo 2 kg de cada solo. Em cada bandeja foram
167 plantadas 20 sementes, sendo utilizadas cinco repetições (bandejas). As bandejas foram
168 mantidas em casa de vegetação com temperatura de $28\pm 3,5^{\circ}\text{C}$ e a umidade relativa de
169 $74\pm 7,1\%$. A avaliação foi efetuada aos 15 dias após o plantio, pela verificação da ocorrência
170 de tombamento e as plantas sobreviventes foram retiradas do solo e avaliadas quanto à
171 presença de lesões pardo-avermelhadas bem delimitadas e deprimidas (cancros) na base do
172 caule e nas raízes.

173

174 **Preparo do inóculo e infestação do solo**

175 Foi utilizado um isolado de *R. solani* (CMM-2988), pertencente ao grupo de anastomose 4
176 (AG-4), obtido de planta de feijão-caupi com sintoma de tombamento e cancro do hipocótilo,
177 procedente de plantio do município de São João (estado de Pernambuco). O isolado encontra-
178 se depositado na Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos “Prof. Maria Menezes”
179 (CMM) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (Recife, PE, Brasil).

180 O inóculo de *R. solani* foi preparado em frascos Erlenmeyer contendo substrato
181 constituído de 250 g de arroz descascado e 50 mL de água destilada. Após a esterilização em
182 autoclave (120°C , 1 atm, 30 min) e resfriamento, em cada frasco foram colocados cinco
183 discos de 5 mm de diâmetro de cultura do fungo, previamente cultivado em meio de batata-
184 dextrose-ágar (BDA) durante sete dias. Os frascos foram incubados a $25\pm 1^{\circ}\text{C}$ e fotoperíodo
185 de 12 h, sendo agitados diariamente para distribuição uniforme dos propágulos do fungo no
186 substrato. Após 10 dias, o substrato colonizado foi retirado dos frascos e acondicionado em
187 sacos de papel para secagem a $35\pm 2^{\circ}\text{C}$ por 48 h. Posteriormente, foi triturado em
188 liquidificador durante 3 min, peneirado em malha de 1 mm e pesado conforme a alíquota a ser
189 incorporada ao solo. O solo acondicionado nas microparcels foi infestado pela adição do
190 substrato colonizado por *R. solani* na densidade de 100 mg kg^{-1} de solo, enquanto na

191 testemunha foi efetuada a distribuição de substrato não colonizado pelo patógeno na mesma
192 quantidade. O substrato foi distribuído na superfície do solo e homogeneizado manualmente
193 até a profundidade de 10 cm, com o auxílio de estiletes de madeira previamente desinfestados
194 em solução de NaClO a 1,5% por 2 min. Foram utilizadas 60 microparcelas, sendo 56
195 infestadas com o patógeno e quatro sem infestação (testemunha).

196

197 **Seleção de adubos verdes com potencial supressivo à rizoctoniose do feijão-caupi**

198 Foram comparados 13 tratamentos no solo infestado com *R. solani*, em cinco ciclos de cultivo
199 (Tabela 1), incluindo combinações de feijão-caupi (cv. IPA-206) com crotalária breviflora
200 (*Crotalaria breviflora* DC.; cv. Breviflora), crotalária juncea (*Crotalaria juncea* L.; cv. IAC-
201 KR-1), crotalária spectabilis (*Crotalaria spectabilis* Roth.; cv. Spectabilis), feijão-de-porco
202 [*Canavalia ensiformis* (L.) DC; cv. Comum], guandu anão [*Cajanus cajan* (L.) Millsp.;
203 IAPAR-43], guandu forrageiro (*C. cajan*; cv. Caqui), labe-labe (*Dolichos lablab* L.; cv.
204 Rongai), mucuna anã (*Stilozobium deeringianum* Bort.; cv. Anã), mucuna preta (*Stilozobium*
205 *aterrimum* Piper & Tracy; cv. Comum), milho (*Zea mays* L.; cv. AL Bandeirante), milheto
206 [*Pennisetum glaucum* (L.) Brown; cv. BRS-1501] e sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench; cv.
207 IPA 467-4-2], bem como cultivos contínuos de feijão-caupi (monocultura). As plantas foram
208 selecionadas pela capacidade de adaptação às condições edafo-climáticas do Nordeste
209 brasileiro.

210 O 1º ciclo de cultivo iniciou aos cinco dias após a infestação do solo e foi constituído do
211 plantio de feijão-caupi em todas as microparcelas (Tabela 1). Em cada microparcela foram
212 plantadas 15 sementes, com espaçamento de 5 cm. Em todos os cultivos, antes do plantio as
213 sementes foram desinfestadas em solução de NaClO 1,5% por 2 min, lavadas em água
214 corrente e colocadas para secar durante 45 min. A severidade da rizoctoniose nas plantas de
215 feijão-caupi foi avaliada em todas as microparcelas aos 15 dias após o plantio, com o auxílio

216 de escala de notas variando de 0 a 4 (Noronha et al. 1995), onde: 0 = sem sintomas; 1 =
217 hipocótilo com pequenas lesões; 2 = hipocótilo com grandes lesões, sem constrição; 3 =
218 hipocótilo totalmente constricto, mostrando tombamento; e 4 = sementes não germinadas e/ou
219 plântulas não emergidas. Com os dados da avaliação foi calculado o índice de severidade da
220 rizoctoniose (SVR) em cada microparcela, pela expressão: $SVR = [\sum(\text{grau da escala} \times$
221 $\text{frequência})/(\text{número total de unidades} \times \text{grau máximo da escala})] \times 100$ (McKinney 1923).
222 Após a avaliação, os restos culturais de feijão-caupi foram retirados das microparcels e
223 destruídos.

224 O 2º ciclo de cultivo foi iniciado aos 10 dias após o final do 1º ciclo, com o plantio das
225 culturas, como demonstrado na Tabela 1. Nas parcelas testemunhas foi plantado feijão-caupi.
226 Foram plantadas 30 sementes em cada microparcela, com exceção do tratamento em pousio.
227 Aos 15 dias após o plantio foi realizado o desbaste, sendo mantidas 15 plantas por
228 microparcela, com espaçamento de 5 cm. O delineamento experimental utilizado foi em
229 blocos ao acaso, com quatro repetições, sendo cada repetição constituída por uma
230 microparcela. Quando as plantas atingiram o estágio de plena floração (>50% das plantas em
231 florescimento), foram removidas do solo, fragmentadas mecanicamente e incorporadas ao
232 solo em até 15 cm de profundidade. O 3º ciclo de cultivo foi iniciado aos 60 dias após a
233 incorporação das plantas no solo, com o plantio de feijão-caupi em todas as microparcels
234 (Tabela 1). Os procedimentos de plantio e avaliação da severidade da doença foram os
235 mesmos adotados no 1º ciclo de cultivo. O 4º ciclo de cultivo foi iniciado aos 10 dias após o
236 final do 3º ciclo, com o plantio das culturas, como demonstrado na Tabela 1. Os
237 procedimentos de plantio, remoção e incorporação das plantas no solo foram os mesmos
238 adotados no 2º ciclo de cultivo. O 5º ciclo de cultivo foi iniciado aos 60 dias após a
239 incorporação das plantas no solo no final do 4º ciclo de cultivo, com o plantio de feijão-caupi

240 em todas as microparcels (Tabela 1). Os procedimentos de plantio e avaliação da severidade
241 da doença foram os mesmos adotados no 1º ciclo de cultivo.

242 Durante o período de execução do experimento (cinco ciclos de cultivo = 13 meses) as
243 condições ambientais foram: temperatura do ar = $28\pm 3,2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa do ar =
244 $74\pm 8,7\%$ e precipitação pluviométrica total = 1.430 mm.

245 Os valores de SVR de cada parcela calculados no final do 3º e 5º ciclos de cultivo foram
246 transformados em $\sqrt{x+0,5}$, submetidos à análise de variância e as médias dos tratamentos
247 comparadas pelo teste LSD de Fisher, ao nível de 5% de probabilidade. Adicionalmente, os
248 valores médios de SVR dos tratamentos no 3º e 5º ciclos de cultivo foram comparados pela
249 análise de correlação de Pearson, ao nível de 5% de probabilidade.

250

251 **Análises microbiológicas dos solos após os ciclos de cultivo**

252 No final do 5º ciclo de cultivo, após a avaliação da severidade da doença, foram coletadas
253 amostras de solo em todos os tratamentos para análises microbiológicas. Em cada
254 microparcels foram coletadas 20 amostras de 10 g de solo, posteriormente combinadas para
255 constituir uma amostra composta. As análises microbiológicas incluíram estimativas das
256 populações de microrganismos (*Trichoderma*, bactérias oligotróficas, bactérias copiotróficas,
257 *Pseudomonas* do grupo fluorescente, bactérias formadoras de endósporo e actinomicetos),
258 carbono da biomassa microbiana e respiração basal da população microbiana.

259 As densidades populacionais foram analisadas usando diluições em série e
260 plaqueamento em meios de cultura. De cada amostra de solo composta foi retirada uma
261 alíquota de 10 g e adicionada a 90 mL de água destilada esterilizada. Após homogeneização
262 em agitador vortex por 5 min, foram efetuadas diluições em série e as suspensões distribuídas
263 em diferentes meios de cultura: meio seletivo para *Trichoderma* (TSM) (Elad e Chet 1983);
264 meio para bactérias oligotróficas (MBO) e copiotróficas (MBC) (Semenov et al. 1999); meio

265 B de King (KMB) para *Pseudomonas* do grupo fluorescente (King et al. 1954); meio ágar
266 nutritivo (AN) (Dhingra e Sinclair 1995) para bactérias formadoras de endósporo, sendo que
267 antes do plaqueamento as diluições foram submetidas à banho-maria de 80 °C por 20 min
268 (Sneath 1986); meio de amido-caseína-ágar modificado (ACAM) para actinomicetos (Vargas
269 Gil et al. 2009).

270 O carbono da biomassa microbiana do solo (CBioM) foi determinado pelo método
271 irradiação-extração, conforme metodologia adaptada de Brookes et al. (1982) e Islam e Weil
272 (1998). Inicialmente, as amostras de solo coletadas foram subdivididas em triplicatas. Destas,
273 três sub-amostras de 20 g foram irradiadas por 180 s em forno microondas com potência de
274 1.200 W e frequência de 2.450 MHz, e outras três sub-amostras foram mantidas sem
275 irradiação. Após a irradiação, foi efetuada a extração do C nas amostras irradiadas e não
276 irradiadas, utilizando sulfato de potássio (K_2SO_4) 0,5 mol L⁻¹. Em seguida, o C orgânico no
277 extrato filtrado foi determinado pela oxidação com dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) 0,066
278 mol L⁻¹ e titulação com sulfato ferroso amoniacal $[(NH_4)_2Fe(SO_4)]$ 0,033 mol L⁻¹. Para
279 quantificação do carbono da biomassa microbiana foi utilizada a equação: $CBioM = (CI -$
280 $CNI) / Kc = \mu g\ g^{-1}$ de C no solo, em que: CBioM = carbono da biomassa microbiana; CI =
281 carbono da amostra irradiada; CNI = carbono da amostra não-irradiada e Kc = 0,33 é o fator
282 de correção (Brookes et al. 1982), sendo expresso em mg de C por kg de solo (mg kg⁻¹ solo).

283 A respiração basal da população microbiana no solo foi determinada pela quantificação
284 do dióxido de carbono (CO₂) liberado no processo de respiração microbiana (evolução de
285 CO₂) pelo método de adsorção alcalina, com a umidade das amostras de solo ajustadas para
286 60% de sua capacidade de campo (Anderson e Domsch, 1990). Das amostras de solo foram
287 retiradas alíquotas de 50 g e colocadas em recipientes hermeticamente fechados,
288 individualmente, onde o CO₂ produzido foi capturado por solução de NaOH 0,5 mol L⁻¹. Após
289 48 h de incubação, o CO₂ foi quantificado por titulação com HCl 0,25 mol L⁻¹, pela adição de

290 solução de cloreto de bário (BaCl_2 0,05 mol L⁻¹) à solução de NaOH, utilizando fenoftaleína
291 diluída em 100 mL de álcool etílico (95%, v/v) como indicador. As determinações foram
292 efetuadas em triplicata. A respiração basal foi expressa em mg de CO₂ evoluído (por kg de
293 solo (mg kg⁻¹ solo).

294 Os valores obtidos com as variáveis das análises microbiológicas foram transformados
295 em log (x+0,5), submetidos à análise de variância e as médias dos tratamentos comparadas
296 pelo teste LSD de Fisher, ao nível de 5% de probabilidade.

297

298 **Caracterização da supressividade ou conducividade dos tratamentos à rizoctoniose do** 299 **feijão-caupi**

300 Para caracterizar os possíveis fatores envolvidos na supressividade ou conducividade dos
301 tratamentos à doença, foram efetuadas comparações dos valores médios da SVR ao final do 3°
302 e 5° ciclos de cultivo com os valores médios obtidos nas variáveis microbiológicas avaliadas
303 ao final do 5° ciclo de cultivo, pela análise de correlação de Pearson, ao nível de 5% de
304 probabilidade.

305 Todas as análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do programa Statistix 9.0
306 (Analytical Software, Tallahassee, FL, EUA).

307

308 **Resultados**

309

310 Não foi detectada atividade saprofítica ou patogênica de populações autóctones de
311 *Rhizoctonia* no solo antes da infestação. Quando o solo foi infestado com *R. solani* e a
312 severidade da rizoctoniose avaliada nas plantas de feijão-caupi ao término do 1° ciclo de
313 cultivo, não foram verificadas diferenças significativas (P=0,6522) nos níveis de severidade

314 entre as diferentes microparcelas, com média de 72,7%. Não foram constatados sintomas de
315 rizoctoniose nas plantas cultivadas nas parcelas da testemunha.

316 Nas avaliações de severidade da doença efetuadas no 3º e 5º ciclos de cultivo, houve
317 diferenças significativas ($P < 0,0001$) nos níveis de severidade entre os tratamentos nas
318 microparcelas infestadas (Figura 1), enquanto não foram constatados sintomas da doença nas
319 parcelas da testemunha. No 3º ciclo, a menor severidade da doença (13,3%) foi constatada
320 com a utilização de sorgo como adubo verde, diferindo dos demais tratamentos. A utilização
321 de milho e crotalária breviflora como adubos verdes também foi eficiente na redução da
322 severidade da doença, atingindo valores de severidade entre 19,2% e 25,4%, diferindo
323 significativamente entre si e do obtido com o sorgo. Os maiores valores de severidade foram
324 constatados na adubação verde com feijão-de-porco, atingindo 71,2% e diferindo
325 significativamente dos demais tratamentos. O tratamento com três cultivos sucessivos de
326 feijão-caupi também apresentou elevado nível de severidade (60,0%), sem diferir
327 significativamente da utilização de labe-labe, crotalária juncea e mucuna anã, com valores
328 entre 55,8% e 65,0% (Figura 1).

329 No 5º ciclo de cultivo, o tratamento com sorgo propiciou novamente os menores níveis
330 de severidade da doença (12,1%), diferindo dos demais tratamentos. Milho, milheto e
331 crotalária breviflora também propiciaram bons níveis de controle da doença, com valores de
332 severidade entre 20,4% e 23,7%, sem diferirem significativamente entre si, mas diferindo dos
333 demais tratamentos. Os maiores valores de severidade foram verificados no tratamento
334 constituído de cinco plantios sucessivos de feijão-caupi, atingindo 72,5% e diferindo
335 significativamente dos demais tratamentos (Figura 1).

336 Houve correlação positiva significativa ($r=0,7164$; $P=0,0059$) entre os níveis de
337 severidade da doença verificados nos diferentes tratamentos no 3º e no 5º ciclos de cultivo.

338 Foram constatadas diferenças significativas ($P < 0,0001$) entre os tratamentos quanto às
339 variáveis microbiológicas no solo ao término do 5º ciclo de cultivo. A maior população de
340 *Trichoderma* foi constatada quando sorgo foi utilizado como adubo verde, atingindo $5,95 \times 10^3$
341 UFC g⁻¹ de solo, mas sem diferir significativamente outros cinco tratamentos. A menor
342 população desse fungo foi registrada no solo em que foi utilizado feijão-de-porco ($2,50 \times 10^3$
343 UFC g⁻¹ de solo), mas diferindo significativamente apenas do observado com sorgo, crotalária
344 spectabilis, labe-labe e mucuna preta (Tabela 2). Em relação a bactérias oligotróficas, a maior
345 população foi detectada no solo submetido à crotalária spectabilis ($1,94 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo),
346 mas sem diferir significativamente de outros tratamentos. Não foram detectadas populações
347 de bactérias oligotróficas no solo em que labe-labe foi utilizado como adubo verde. Para
348 bactérias copiotróficas, a maior população foi detectada no solo com crotalária juncea
349 ($2,38 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo), mas diferindo somente do tratamento com crotalária spectabilis
350 ($1,30 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo). Para bactérias formadoras de endósporo, a maior população foi
351 detectada no tratamento com crotalária juncea ($2,94 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo), mas sem diferir
352 significativamente de outros cinco tratamentos. A menor população desse tipo de bactéria foi
353 verificada no tratamento com guandu forrageiro ($1,10 \times 10^6$ UFC g⁻¹ de solo). Em relação a
354 *Pseudomonas* do grupo fluorescente, a maior população foi detectada no tratamento com
355 crotalária juncea ($3,00 \times 10^5$ UFC g⁻¹ de solo), mas sem diferir significativamente do verificado
356 no tratamento com crotalária spectabilis. Não foram detectadas populações de *Pseudomonas*
357 do grupo fluorescente no tratamento com labe-labe. Para actinomicetos, a maior população foi
358 detectada no tratamento com labe-labe ($2,46 \times 10^4$ UFC g⁻¹ de solo), mas sem diferir
359 significativamente de outros tratamentos, enquanto a menor população foi verificada no
360 tratamento com guandu forrageiro ($1,03 \times 10^4$ UFC g⁻¹ de solo) (Tabela 2)

361 Os tratamentos com milho e feijão-de-porco apresentaram as maiores concentrações
362 de carbono da biomassa microbiana no solo, atingindo valores de 33,98 e 30,65 mg kg⁻¹ solo,

363 respectivamente (Tabela 2). A menor concentração de carbono microbiano no solo foi
364 verificada no tratamento com crotalária spectabilis (1,76 mg kg⁻¹ solo), mas sem diferir
365 significativamente de vários outros tratamentos. Quanto à respiração basal da população
366 microbiana no solo, a maior concentração de CO₂ evoluído foi constatado no tratamento com
367 guandu forrageiro (15,60 mg kg⁻¹ solo), mas sem diferir de outros 10 tratamentos. Por outro
368 lado, a menor concentração de CO₂ evoluído foi detectada no tratamento com labe-labe (0,47
369 mg kg⁻¹ solo), mas sem diferir de vários outros tratamentos (Tabela 2).

370 Na análise dos possíveis indicadores da supressividade ou condutividade dos
371 tratamentos, não foram constatadas correlações significativas dos níveis de severidade da
372 rizoctoniose nas plantas de feijão-caupi no 3º ou 5º ciclos de cultivo com as variáveis
373 microbiológicas dos solos (P=0,0985 a P=0,9478) .

374

375 **Discussão**

376

377 Este é o primeiro estudo em que foi investigado o potencial da utilização de adubos
378 verdes na indução da supressividade à rizoctoniose em feijão-caupi. Os adubos verdes
379 avaliados apresentaram diferenças no potencial de utilização como indutores de
380 supressividade à doença.

381 Os resultados obtidos evidenciam a importância da adubação verde na redução da
382 severidade da rizoctoniose em feijão-caupi, a exemplo do verificado em feijão-comum
383 (Abawi e Widmer 2000). Além disso, o plantio sucessivo (monocultura) de feijão-caupi foi
384 altamente condutivo à rizoctoniose, confirmando observações de que as doenças em plantas,
385 de um modo geral, têm sua severidade agravada quando praticada a monocultura (Palti 1981;
386 Abawi e Widmer 2000; Reis et al. 2011). No entanto, também ficou evidente a importância de
387 selecionar o adubo verde adequado. A escolha das culturas que poderão integrar um sistema

388 de adubação verde depende de diversos fatores, sendo um dos mais importantes que a espécie
389 cultivada como adubo verde não pode ser hospedeira dos mesmos patógenos da cultura
390 principal (Abawi e Thurston 1994). A incorporação de resíduos pode intensificar a atividade
391 microbiana do solo e a competição entre os microrganismos, promovendo a lise de estruturas
392 dos patógenos e favorecendo o desenvolvimento das plantas (Cook e Baker 1983; Huang e
393 Kuhlman 1991), mas alguns resíduos incorporados ao solo promovem o aumento da
394 incidência de doenças, por prover uma base alimentar, aumentando a sobrevivência do
395 patógeno (Grünwald et al. 2000).

396 Nas duas avaliações realizadas, a adubação verde com sorgo incorporado ao solo
397 propiciou os melhores resultados, reduzindo em 81,3% e 83,3% a severidade da rizoctoniose
398 em feijão-caupi, propiciando indícios da estabilidade do controle da doença em longo prazo.
399 Alternativamente, pode também ser utilizado o milho e a crotalária breviflora como adubos
400 verdes, considerando os bons níveis de redução da doença propiciados nas duas avaliações,
401 embora inferiores ao registrado com sorgo.

402 Em sistemas de manejo de doenças envolvendo a incorporação de material orgânico ao
403 solo, o aumento dos teores de C associado à diminuição da quantidade de N livre tem levado à
404 supressão das doenças (Lewis e Papavizas 1975; Davet 2004). O sucesso na supressão da
405 rizoctoniose pela adubação verde com sorgo e milho pode estar associado à relação C/N.
406 Quando a relação C/N situa-se entre 20 e 30, ocorre o equilíbrio entre os processos de
407 mineralização e imobilização do nitrogênio, mas quando atinge valores superiores a 30, a
408 imobilização supera a mineralização (Siqueira e Franco 1988). As culturas do sorgo e do
409 milho apresentam elevada relação C/N, predominando a imobilização do nitrogênio (Moreira
410 e Siqueira 2006). Estudos envolvendo *R. solani* constataram que a atividade saprofítica de *R.*
411 *solani* foi reduzida quando resíduos vegetais com elevada relação C/N foram incorporados ao
412 solo (Papavizas 1970; Hoitink et al. 1996). O grau de decomposição dos resíduos vegetais

413 também é importante no desenvolvimento da rizoctoniose, pois resíduos com baixa relação
414 C/N quando frescos podem propiciar a ocorrência de *R. solani*, mas podem ser supressivos ao
415 sofrer decomposição (Chung et al. 1988).

416 Outro aspecto a considerar é o possível envolvimento de substâncias inibidoras ou
417 tóxicas produzidas pela planta de sorgo durante o processo de decomposição no solo. O sorgo
418 produz compostos fenólicos e aleloquímicos, como a quinona sorgoleone (Weston et al.
419 1999), que persistem no solo e sofrem constantes transformações, dando origem a compostos
420 tóxicos à microbiota (Suzuki et al. 1998). Esses compostos podem ter atuado na inibição
421 direta do patógeno ou no estímulo a antagonistas microbianos específicos que suprimem o
422 inóculo do patógeno, como destacado por Larkin et al. (2010) em relação a outras plantas
423 utilizadas como adubos verdes.

424 A ausência de correlações significativas dos níveis de severidade da rizoctoniose em
425 feijão-caupi com as variáveis microbiológicas nos solos indica que a densidade, diversidade e
426 atividade microbiana não foram influenciadas pelas adubações verdes, embora seja frequente
427 a associação de elevados níveis dessas variáveis com a supressão de doenças radiculares (van
428 Elsas et al. 2002; Garbeva et al. 2004; Ghorbani et al. 2008; Ladygina e Hedlund 2010;
429 Larkin et al. 2010). Novos estudos devem ser realizados para esclarecimento dos mecanismos
430 envolvidos na supressividade da rizoctoniose em feijão-caupi pela adubação verde com sorgo
431 e outras plantas promissoras que se destacaram nesse estudo.

432 Os resultados do presente estudo demonstram que a incorporação de sorgo ao solo antes
433 do plantio de feijão-caupi pode ser efetiva no controle da rizoctoniose. No entanto, conforme
434 destacado por Abawi e Widmer (2000), o ambiente do solo é muito complexo e diferentes
435 áreas geográficas têm diferentes ambientes de solo. Primeiro, é importante selecionar
436 potenciais adubos verdes que são adaptados e podem ser utilizados num sistema de rotação de
437 culturas. Segundo, os adubos verdes selecionados precisam ser testados quanto a sua

438 hospitalidade aos patógenos e como podem ser efetivos para suprimir doenças quando
439 incorporados ao solo. Para isso, é melhor conduzir testes preliminares em pequenas parcelas
440 experimentais antes da realização de avaliações em larga escala no campo. Entretanto,
441 supressão da doença em pequenas parcelas não garante níveis similares de supressão em
442 campos de produção sob diversas condições de solo e ambiente, bem como diversas opções
443 de manejo.

444

445 **Agradecimentos**

446

447 Os autores expressam seus agradecimentos à Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de
448 Pernambuco (FACEPE) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e
449 Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro à pesquisa (FACEPE Proc. 1308-5.01/08 e CNPq
450 Proc. 476846 2009-9) e pela concessão das bolsas de estudo (L.P. Machado, L.T. Souza e
451 A.P.O. Barros) e de pesquisa (C.S. Lima e S.J. Michereff).

452

453 **Referências**

454

455 Abawi GS, Thurston HD. (1994) Effects of organic mulches, soil amendments, and cover
456 crops on soilborne plant pathogens and their root diseases: a review. In: Thurston HD, Smith
457 M, Abawi GS, Kears S. (eds) *Tapado – Slash/mulch: How Farmers Use It and What
458 Researchers Know About It*. Ithaca, NY, USA, CIFAD, pp 89-99.

459 Abawi GS, Widmer TL. (2000) Impact of soil health management practices on soil-borne
460 pathogens, nematodes and root diseases of vegetable crops. *Appl Soil Ecol* **15**:37-47.

- 461 Anderson TH, Domsch KH. (1990) Application of eco-physiological quotiens (qCO₂ and qD)
462 on microbial biomasses from soils of different cropping histories. *Soil Biol Biochem* **22**: 251-
463 255.
- 464 Athayde Sobrinho C, Viana FMP, Santos AA. (2005) Doenças fúngicas e bacterianas. In: Freire
465 Filho FR, Lima JAA, Ribeiro VQ. (eds) *Feijão-caupi: Avanços Tecnológicos*. Brasília, DF,
466 Brasil, Embrapa Informação Tecnológica, pp 461-484.
- 467 Baker KF, Cook R. (1974). *Biological Control of Plant Pathogens*. San Francisco, CA, USA.
468 W.H. Freeman.
- 469 Bettiol W, Ghini R. (2005) Solos supressivos. In: Michereff SJ, Andrade DEGT, Menezes M.
470 (eds) *Ecologia e Manejo de Patógenos Radiculares em Solos Tropicais*. Recife, PE, Brasil
471 Universidade Federal Rural de Pernambuco, pp 125-153.
- 472 Brookes PC, Powlson DS, Jendinson DS. (1982) Measurement of microbial biomass
473 phosphorus in soil. *Soil Biol Biochem* **14**:319-326.
- 474 Cardoso JE, Pozzer L, Bevitori R, Virgens DA. (1991) Avaliação de perdas no feijão-de-
475 corda (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) causadas pela podridão radicular de *Rhizoctonia* (*R.*
476 *solani* Kühn). In: Anais III Reunião Nacional de Pesquisa de Caupi, 1991. Fortaleza, Brasil,
477 UFC, pp 51.
- 478 Cherr CM, Scholberg JMS, McSorley R. (2006) Green manure approaches to crop
479 production: a synthesis. *Agron J* **98**:302–319
- 480 Chung YR, Hoitink HAH, Lipps PE. (1988) Interactions between organic-matter
481 decomposition level and soilborne disease severity. *Agr Ecosyst Environ* **24**:183-193.
- 482 Coelho RSB. (2001) Doenças fúngicas do caupi. In: Anais III Reunião Nacional de Pesquisa
483 de Caupi, 2001. Teresina, Brasil, Embrapa Meio-Norte, pp. 321-322.
- 484 Cook RJ, Baker KF. (1983) *The Nature and Practice of Biological Control of Plant*
485 *Pathogens*. St. Paul, MN, USA, The American Phytopathological Society.

- 486 Davet P. (2004) *Microbial Ecology of the Soil and Plant Growth*. Enfield, NH, USA, Science
487 Publishers.
- 488 Dhingra OD, Sinclair JB. (1995) *Basic Plant Pathology Methods*. 2nd ed. Boca Raton, FL,
489 USA, Lewis Publisher.
- 490 Elad Y, Chet I. (1983) Improved selective media for isolation of *Trichoderma* spp. or
491 *Fusarium* spp. *Phytoparasitica* **11**:55-58.
- 492 FAO (Food and Agriculture Organization) (2011). FAOSTAT: Agricultural Statistics
493 Database. Internet Resource: <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx> (verified Dez 18,
494 2011).
- 495 Garbeva P, van Veen JA, van Elsas JD. (2004) Microbial diversity in soil: selection of
496 microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness.
497 *Annu Rev Phytopathol* **42**:243-270.
- 498 Ghorbani R, Wilockson S, Koocheki A, Leifert C. (2008) Soil management for sustainable
499 crop disease control: a review. *Environ Chem Lett* **6**:149-162.
- 500 Grünwald NJ, Hu S, van Bruggen AHC. (2000) Short-term cover crop decomposition in
501 organic and conventional soils: characterization of soil C, N, microbial and plant pathogen
502 dynamics. *Eur J Plant Pathol* **106**:37-50.
- 503 Hasna MK, Martensson A, Persson P, Ramert B. (2007) Use of compost to manage corky root
504 disease in organic tomato production. *Ann Appl Biol* **151**:381-390.
- 505 Hoitink HAJ, Madden LV, Boehem MJ. (1996). Relationships among organic matter
506 decomposition level, microbial species diversity, and soilborne disease severity. In: Hall R.
507 (ed) *Principles and Practice of Managing Soilborne Plant Pathogens*. St. Paul, MN, USA,
508 APS Press, pp 237-249.
- 509 Hornby D. (1983) Suppressing soils. *Annu Rev Phytopathol* **21**:65-85.

- 510 Huang JW, Kuhlman EG. (1991) Mechanisms inhibiting damping-off pathogens of slash pine
511 seedlings with a formulation soil amendment. *Phytopathology* **81**:171-177.
- 512 Islam KR, Weil RR. (1998) Microwave irradiation of soil for routine measurement of
513 microbial biomass carbon. *Biol Fert Soils* **27**:408-416.
- 514 King EO, Ward MK, Baney DE. (1954) Two simple media for the demonstration of
515 pyocyanin and fluorescin. *J Lab Clin Med* **44**:301-307.
- 516 Ko W, Hora F. (1971) A selective medium for the quantitative determination of *Rhizoctonia*
517 *solani* in soil. *Phytopathology* **61**:707-710.
- 518 Ladygina N, Hedlund K. (2010) Plant species influence microbial diversity and carbon
519 allocation in the rhizosphere. *Soil Biol Biochem* **42**:162-168.
- 520 Larkin RP, Griffin TS, Honeycutt CW. (2010) Rotation and cover crop effects on soil-borne
521 potato diseases, tuber yield, and soil microbial communities. *Plant Dis* **94**:1491-1502.
- 522 Lewis JA, Papavizas GC. (1975) Survival and multiplication of soil-borne plant pathogens as
523 affected by plant tissue amendentes. In: Bruehl GW. (ed) *Biological Control of Soil-Borne*
524 *Plant Pathogens*. St. Paul, MN, USA, The American Phytopathological Society, pp 84-89.
- 525 McKinney HH. (1923) Influence of soil temperature and moisture on infection of wheat seedlings
526 by *Helminthosporium sativum*. *J Agr Res* **26**:195-218.
- 527 Melo FB, Cardoso MJ, Salviano AAC. (2005) Fertilidade do solo e adubação. In: Freire Filho
528 FR, Lima JAA, Ribeiro VQ. (eds) *Feijão-caupi: Avanços Tecnológicos*. Brasília, DF, Brasil,
529 Embrapa Informação Tecnológica, pp 229-242.
- 530 Moreira FMS, Siqueira JO. (2006) *Microbiologia e Bioquímica do Solo*. 2nd ed. Lavras, MG,
531 Brasil, Universidade Federal de Lavras.
- 532 Noronha MA, Michereff SJ, Mariano RLR. (1995) Efeito do tratamento de sementes de caupi
533 com *Bacillus subtilis* no controle de *Rhizoctonia solani*. *Fitopatol Bras* **20**:174-178.

- 534 Palti J. (1981) *Cultural Practices and Infectious Crop Diseases*. Berlin, Germany, Springer-
535 Verlag.
- 536 Papavizas GC. (1970) Colonization and growth of *Rhizoctonia solani* in soil. In: Parmeter Jr JR.
537 (ed) *Rhizoctonia solani: Biology and Pathology*. Berkeley, CA, USA, University of California
538 Press, pp 108-122
- 539 Reis EM, Casa RT, Bianchin V. (2011) Controle de doenças de plantas pela rotação de
540 culturas. *Summa Phytopathol* **37**:85-91.
- 541 Rios GP. (1990) *Principais Doenças do Caupi no Brasil*. Goiânia, GO, Brasil, Embrapa Arroz
542 e Feijão.
- 543 Semenov AM, van Bruggen, AHC, Zelenev VV. (1999) Moving waves of bacterial
544 populations and total organic carbon along roots of wheat. *Microbial Ecol* **37**:116-128.
- 545 Silva KJD. (2011) Estatística da Produção de Feijão-caupi. Internet Resource:
546 <http://www.grupocultivar.com.br/site/content/artigos/artigos.php?id=880> (verified Dez 11,
547 2011).
- 548 Siqueira JO, Franco AA. (1988) *Biotechnologia do Solo: Fundamentos e Perspectivas*. Lavras,
549 MG, Basil, ESAL-FAEPE.
- 550 Sneath PH. (1986) Endospore-forming gram-positive rods and cocci. In: Sneath PH, Mair NS,
551 Sharpe ME, Holt JG (eds) *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*. Baltimore, MD,
552 USA, Williams & Wickins, pp 1104-1207.
- 553 Stone AG, Scheuerell SJ, Darby HM. (2004) Suppression of soilborne diseases in field
554 agricultural systems: organic matter management, cover cropping, and other cultural
555 practices. In: Magdoff F, Weil RR. (eds) *Soil Organic Matter in Sustainable Agriculture*.
556 Boca Raton, FL, USA, CRC Press, pp 132-164.
- 557 Suzuki Y, Kono Y, Inoue T, Sakurai A. (1998) A potent antifungal benzoquinone in etiolated
558 sorghum seedlings and its metabolites. *Phytochemistry* **47**:997-1001

- 559 van Elsas JD, Garbeva P, Salles J. (2002) Effects of agronomical measures on the microbial
560 diversity of soils as related to the suppression of soil-borne plant pathogens. *Biodegradation*
561 **13**:29-40.
- 562 Vargas Gil A, Pastor S, March GJ. (2009) Quantitative isolation of biocontrol agents
563 *Trichoderma* spp., *Gliocladium* spp. and actinomycetes from soil with culture media.
564 *Microbiol Res* **164**:196-205.
- 565 Weston LA, Nimbal CI, Jeandet P. (1999) Allelopathic potential of grain sorghum (*Sorghum*
566 *bicolor* [L.] Moench) and related species. In: Inderjit, Dakshini KMM, Foy CL. (eds)
567 *Principles and Practices in Plant Ecology*. Boca Raton, FL, USA, CRC Press, pp 467-477.
- 568 Wiggins EB, Kinkel LL. (2005) Green manures and crop sequences influence alfalfa root rot
569 and pathogen inhibitory activity among soil-borne streptomycetes. *Plant Soil* **268**:271–283.
- 570

571

572 **Tabela 1**

573 Tratamentos utilizados na avaliação do potencial da adubação verde na indução da

574 supressividade à rizoctoniose do caupi

575

Tratamento ^a	Ciclo de cultivo				
	1°	2°	3°	4°	5°
CA	CA	CA	CA	CA	CA
CB	CA	CB	CA	CB	CA
CJ	CA	CJ	CA	CJ	CA
CS	CA	CS	CA	CS	CA
FP	CA	FP	CA	FP	CA
GA	CA	GA	CA	GA	CA
GF	CA	GF	CA	GF	CA
LA	CA	LA	CA	LA	CA
MA	CA	MA	CA	MA	CA
MP	CA	MP	CA	MP	CA
ML	CA	ML	CA	ML	CA
MI	CA	MI	CA	MI	CA
SO	CA	SO	CA	SO	CA

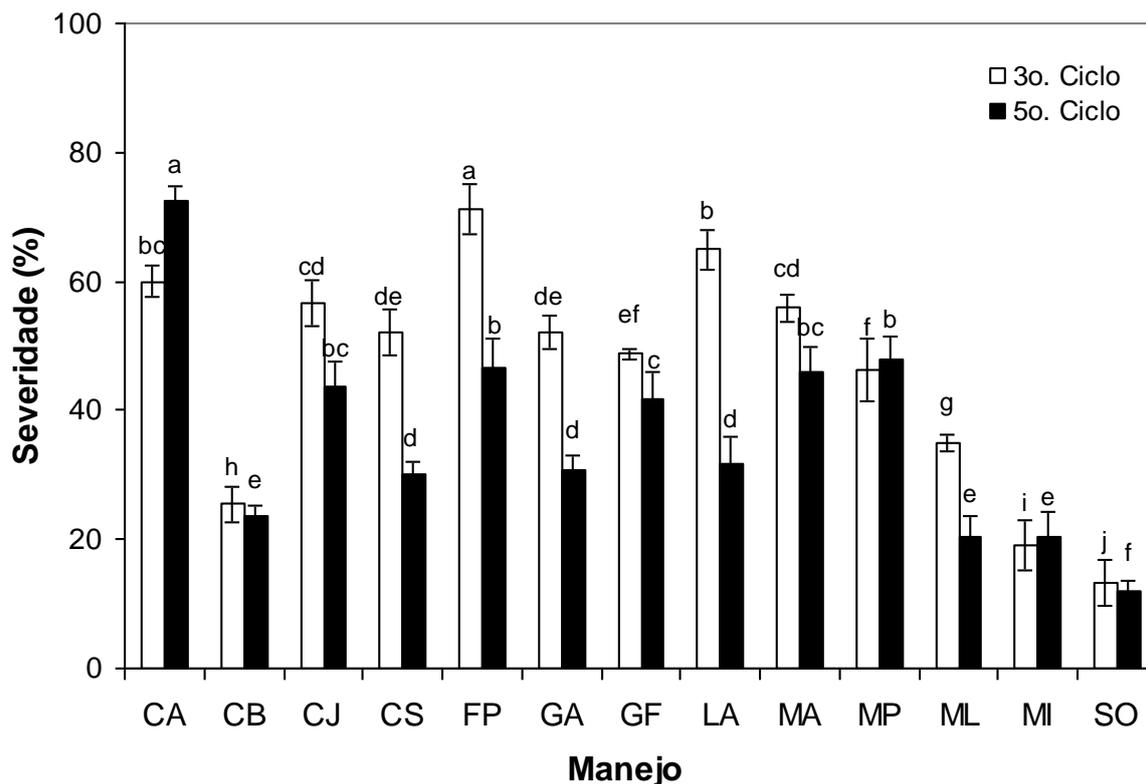
576

577 ^a CA = feijão-caupi, CB = crotalaria breviflora, CJ = crotalaria juncea, CS = crotalaria spectabilis, FP

578 = feijão-de-porco, GA = guandu anão, GF = guandu forrageiro, LA = labe-labe, MA = mucuna anã,

579 MP = mucuna preta, ML = milheto, MI = milho, SO = sorgo

580



581

582 **Fig. 1**

583 Influência da incorporação de adubos verdes e outros tratamentos (CA = feijão-caupi, CB =
 584 crotalária breviflora, CJ = crotalária juncea, CS = crotalária spectabilis, FP = feijão-de-porco,
 585 GA = guandu anão, GF = guandu forrageiro, LA = labe-labe, MA = mucuna anã, MP =
 586 mucuna preta, ML = milheto, MI = milho, SO = sorgo), em cinco ciclos de plantio, na
 587 severidade da rizoctoniose do feijão-caupi avaliada no 3º e no 5º ciclos de cultivo. Colunas
 588 indicam as médias originais de quatro repetições e as barras os desvios padrões. Para a análise
 589 estatística, os dados foram transformados em $\sqrt{x+0,5}$. Médias com a mesma letra, dentro de
 590 cada tipo de coluna, não diferem significativamente entre si pelo teste LSD de Fisher (P=0,05)

591

592 **Tabela 2**

593 Densidades populacionais de microrganismos (*Trichoderma* = Tricho, bactérias oligotróficas
 594 = BacOlig, bactérias copiotróficas = BacCop, bactérias formadoras de endósporo = BacEnd,
 595 *Pseudomonas* do grupo fluorescente = PseFlu e actinomicetos = Actino), carbono da
 596 biomassa microbiana (CBioM) e CO₂ evoluído (CO₂Ev) nos solos submetidos à adubação
 597 verde e outros tratamentos visando o controle da rizoctoniose do feijão-caupi, avaliadas ao
 598 final do 5º ciclo de cultivo

599

Tratamento ^a	Densidades populacionais (UFC g ⁻¹ solo)						CBioM (mg kg ⁻¹)	CO ₂ Ev (mg kg ⁻¹)
	Tricho (x10 ³)	BacOlig (x10 ⁶)	BacCop (x10 ⁶)	BacEnd (x10 ⁶)	PseFlu (x10 ⁵)	Actino (x10 ⁴)		
CA	3,33 bcd ^b	0,65 ab	1,58 ab	1,63 bc	0,78 bc	1,40 abc	8,58 c	10,92 ab
CB	3,62 bcd	0,08 ab	1,87 ab	1,51 bc	0,07 c	1,56 abc	18,51 abc	8,42 b
CJ	3,50 bcd	1,78 ab	2,38 a	2,94 a	3,00 a	1,63 abc	13,81 bc	9,67 ab
CS	5,77 a	1,94 a	1,30 b	1,62 bc	2,19 ab	1,16 bc	1,76 c	12,32 ab
FP	2,50 d	0,21ab	1,93 ab	2,15 abc	0,21 c	1,50 abc	30,65 ab	11,23 ab
GA	3,23 bcd	0,01 d	1,89 ab	1,88 abc	1,25 bc	1,52 abc	14,32 abc	9,36 ab
GF	4,41 abcd	0,02 d	1,54 ab	1,10 c	0,02 c	1,03 c	16,11 abc	15,60 a
LA	5,19 ab	0,00 d	2,08 ab	2,33 ab	0,00 c	2,46 a	15,55 abc	0,47 b
MA	3,04 cd	0,29 ab	1,43 ab	1,61 bc	0,29 c	1,33 abc	11,99 bc	10,45 ab
MP	4,63 abc	1,35 ab	1,62 ab	2,23 ab	1,35 bc	2,16 ab	12,39 bc	9,98 ab
ML	3,53 bcd	0,33 ab	1,47 ab	1,37 bc	0,16 c	1,86 abc	33,98 a	14,20 ab
MI	4,57 abcd	0,61 ab	1,67 ab	1,37 bc	1,18 bc	1,49 abc	6,90 c	14,20 ab
SO	5,95 a	0,05 c	2,10 ab	1,95 abc	0,13 c	1,72 abc	2,85 c	13,26 ab
C.V. (%) =	5,07	13,85	4,08	3,51	28,28	6,72	29,34	17,03

600

601 ^a CA = feijão-caupi, CB = crotalaria breviflora, CJ = crotalaria juncea, CS = crotalaria spectabilis, FP = feijão-
 602 de-porco, GU = guandu anão, GF = guandu forrageiro, LA = labe-labe, MA = mucuna anã, MP = mucuna preta,
 603 ML = milheto, MI = milho, SF = sorgo

604 ^b Médias originais de quatro repetições. Para a análise estatística, os dados foram transformados em log (x+1).

605 Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste pelo teste LSD de

606 Fisher (5%)

Conclusões Gerais

CONCLUSÕES GERAIS

Com base nos resultados obtidos, pode-se concluir que:

1. Foi possível induzir a supressividade dos solos à rizoctoniose do feijão-caupi com a utilização da rotação de culturas e incorporação de adubos verdes;
2. O nível de controle da rizoctoniose do feijão-caupi depende da combinação de rotação de cultura escolhida e da espécie vegetal utilizada como adubo verde;
3. A rotação de culturas de feijão-caupi com milho e sorgo foi eficaz no controle da rizoctoniose causada por diferentes isolados e densidades de inóculo de *Rhizoctonia solani*, bem como em solos de diferentes origens;
4. A incorporação do sorgo ao solo como adubo verde foi eficaz no controle da rizoctoniose do feijão-caupi;
5. Não foi possível identificar os mecanismos bióticos de indução da supressividade dos solos pela utilização da rotação de culturas e da adubação verde.