

ALESSANDRA BERNARDES

**INTENSIDADE DO MOFO-BRANCO DO FEIJOEIRO EM FUNÇÃO DA
DENSIDADE DE PLANTIO E DA APLICAÇÃO DE *Trichoderma* spp.**

Tese apresentada à
Universidade Federal de Viçosa, como
parte das exigências do Programa de
Pós-Graduação em Fitopatologia, para
obtenção do título de *Magister
Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS - BRASIL
2005

ALESSANDRA BERNARDES

**INTENSIDADE DO MOFO-BRANCO DO FEIJOEIRO EM FUNÇÃO DA
DENSIDADE DE PLANTIO E DA APLICAÇÃO DE *Trichoderma* spp.**

Tese apresentada à
Universidade Federal de Viçosa, como
parte das exigências do Programa de
Pós-Graduação em Fitopatologia, para
obtenção do título de *Magister
Scientiae*.

APROVADA: 18 de maio de 2005

Prof. Laércio Zambolim
(Conselheiro)

Prof. Fabrício D. Rodrigues
(Conselheiro)

Trazilbo José de Paula Júnior

Rogério Faria Vieira

Prof. Francisco Xavier Ribeiro do Vale
(Orientador)

A DEUS que sempre esteve presente em minha vida
À minha mãe, por me dar a vida e me ajudar a viver.
Ao meu pai, por sempre acreditar em mim.
Ao Rogério, pela força e companheirismo

Agradecimentos

A DEUS que sempre esteve presente em minha vida.

À minha família que sempre me apoiou em todas as minhas decisões.

Ao meu companheiro e amigo Rogério pelo amor, compreensão, respeito, dedicação e apoio.

À minha grande e melhor amiga, Cléia de Fátima Silva Fabry, pelos doze anos de amizade, atenção, carinho, respeito e crescimento.

À Universidade Federal de Viçosa e ao Departamento de Fitopatologia, pela oportunidade de realização do curso.

À CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior), pela concessão de bolsa de estudos.

À EPAMIG (Empresa de Pesquisa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais) e ao IFS ("International Foundation for Science", Suécia), que proporcionaram as condições e os recursos financeiros para a realização dos experimentos.

Ao meu orientador, Prof. Francisco Xavier Ribeiro do Vale pelo incentivo, apoio nos momentos difíceis e orientação.

Ao Prof. Laércio Zambolim, pelo carinho e amizade.

Ao Prof. Reginaldo Romeiro pela atenção e apoio.

Aos pesquisadores da EPAMIG Rogério Faria Vieira e Trazilbo José de Paula Júnior pela atenção, ajuda, apoio e agradável convivência.

Aos companheiros e verdadeiros amigos de laboratório Macabeu, Cristian e Janilson, que sempre me escutaram, ajudaram e apoiaram.

À minha estagiária, companheira e amiga Ana Carolina Morgado.

Aos meus companheiros do mestrado.

Aos funcionários do Departamento de Fitopatologia, Jesus, Camilo e Sérgio, que muito me ajudaram.

Aos funcionários da área experimental Diogo Alves de Melo, na Universidade Federal de Viçosa.

A todos que de alguma forma contribuíram para que o meu trabalho fosse realizado com sucesso.

Biografia

Alessandra Bernardes, natural de Viçosa-MG, cursou o ensino fundamental no Colégio Universitário da Universidade federal de Viçosa. Graduiu-se em Agronomia, na Universidade federal de Viçosa, em setembro de 2002. Concluiu o curso de Mestrado em Fitopatologia, em março de 2005, na mesma universidade.

Conteúdo

RESUMO.....	vi
ABSTRACT.....	viii
REVISÃO DE LITERATURA...	1
1 - Cultivo de feijão no Brasil.....	1
2 - Doenças do feijoeiro.....	2
3 - Mofo-branco do feijoeiro.....	2
4 – Etiologia.....	3
5 - Sintomas e epidemiologia.....	4
6 – Controle.....	5
7 – <i>Trichoderma</i>	9
MATERIAL E MÉTODOS.....	13
RESULTADOS.....	16
1 - Intensidade do mofo-branco e massa de escleródios.....	16
2 - Produtividade e componentes de produtividade.....	18
3 - Contrastes entre estratégias de aplicação.....	19
4 - Dados meteorológicos.....	19
DISCUSSÃO.....	26
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	31
APÊNDICE.....	39

Resumo

BERNARDES, Alessandra. M.S., Universidade Federal de Viçosa, maio de 2005. **Intensidade do mofo-branco do feijoeiro em função da densidade de plantio e da aplicação de *Trichoderma* spp.** Orientador: Francisco Xavier Ribeiro do Vale. Conselheiros: Laércio Zambolim e Fabrício de Ávila Rodrigues.

O mofo-branco, causado por *Sclerotinia sclerotiorum*, é uma das doenças mais destrutivas do feijoeiro em Minas Gerais, especialmente nos plantios irrigados do outono-inverno. O controle da doença é mais eficiente com a adoção de medidas integradas, visando, principalmente, à redução do inóculo do patógeno no solo. O objetivo deste trabalho foi estudar a associação de estratégias de controle do mofo-branco do feijoeiro em área irrigada, incluindo o controle biológico, a redução da frequência de irrigação e da densidade de plantio e a aplicação de fungicida. Foram realizados dois experimentos em um campo experimental da Universidade Federal de Viçosa infestado de escleródios de *S. sclerotiorum*, entre os meses de maio e agosto de 2004. Em cada experimento, foi montado um fatorial 2 x 2 x 3 x 4, com dois regimes de irrigação (semanal e quinzenal), duas densidades de plantio (6 e 12 sementes/m), três estratégias de aplicação de produtos/agentes de controle biológico (aplicação do fungicida fluazinam, aplicação de *Trichoderma* spp. e testemunha sem aplicação) e quatro repetições. Não foi observado efeito significativo dos diferentes regimes de irrigação sobre o desenvolvimento do mofo-branco e sobre a produtividade do feijoeiro, em decorrência do regime de chuvas atípico ocorrido durante a execução do experimento. Maior severidade da doença foi observada no tratamento com densidade de plantio de 12

plantas/m, em comparação com a densidade de 6 plantas/m. Alguns componentes da produtividade foram maiores no tratamento com densidade de 6 plantas/m, comparado com 12 plantas/m. Esses resultados confirmam a viabilidade da redução da densidade de plantas em áreas infestadas por escleródios de *S. sclerotiorum* no controle do mofo-branco. O fungicida fluazinam destacou-se no controle da doença e ao proporcionar ganhos de produtividade, em comparação com a aplicação de *Trichoderma* spp. e com o tratamento sem a aplicação do fungicida e dos antagonistas.

Abstract

BERNARDES, Alessandra. M.S., Federal University of Viçosa, May, 2005.
Intensity of white mold on common bean related to plant density and application of *Trichoderma* spp. Advisor: Francisco Xavier Ribeiro do Vale. Committee Members: Laércio Zambolim and Fabrício de Ávila Rodrigues.

Common beans are staple food in Brazil. Bean diseases caused by soilborne pathogens, like white mold by *Sclerotinia sclerotiorum*, have increased in the last years, especially during the “winter season”, in the irrigated areas, because the growers do not properly manage the irrigation, leading to high relative humidity and soil moisture conditions. No single treatment provides a satisfactory disease management, but some practices used simultaneously may be effective to control white mold. The objective of this work was to study the association of control strategies of bean white mold in an irrigated area, including biological control, plant density adjustments, water management and fungicide application. Two field experiments were carried out on May-August 2004 in an experimental field of the Federal University of Viçosa, MG, Brazil. This field is naturally infested with sclerotia of *S. sclerotiorum*. The trials were conducted as a 2 x 2 x 3 x 4 factorial in the randomized complete-block design: two irrigation frequencies (seven und 14 days), two plant densities (rows spaced 0.5 m apart with 6 or 12 plants/m), three disease control treatments (no control, application of fluazinam, application of *Trichoderma* spp.) and four replications. No significantly effect of the irrigation frequencies was observed either on the disease development or on the bean yield, probably due the untypical rain occurred during the experiments. Higher disease severity was

observed in the plant density 12 plants/m, compared with 6 plants/m. Some yield components were higher in the plant density 6 plants/m, compared with 12 plants/m. These results confirm the viability of using lower plant density in sclerotia infested fields to control bean white mold. The fungicide fluazinam was efficient to control the disease and to improve the bean yield, compared to the treatments with no application of fungicide and application of *Trichoderma* spp.

REVISÃO DE LITERATURA

1 - Cultivo de feijão no Brasil

O feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) é cultivado em quase todo o mundo, em aproximadamente 100 países. De acordo com dados da FAO (2000), no ano de 1999, foram cultivados em todo o mundo cerca de 27 milhões de hectares de feijão, incluindo-se espécies do gênero *Vigna*. O feijão é base alimentar da população brasileira. No Brasil, em 2000, a área plantada foi de 4.340.440 ha, superado pela Índia, com cerca de 9.900.000 ha; ressalta-se que, na Índia, a espécie *P. vulgaris* é pouco plantada. A produtividade média brasileira é de 715 kg/ha, semelhante à mundial, de 720 kg/ha. Essa produtividade é baixa, considerando-se que a cultura pode produzir mais de 4.000 kg/ha. Entretanto, a produtividade brasileira varia significativamente entre regiões. No Distrito Federal é de 1.742 kg/ha, em São Paulo, de 1.000 kg/ha, em Goiás, de 988 kg/ha e no Piauí, de 270 kg/ha.

A maior parte do cultivo do feijão no Brasil é feita em caráter de subsistência, por pequenos agricultores, mas também é cultivado de forma empresarial, com emprego de tecnologias avançadas, principalmente no cultivo de outono-inverno, denominado de “terceira safra”. Além dessa época de cultivo, o feijão é cultivado de outubro a fevereiro (“feijão das águas”), de fevereiro a junho (“feijão da seca”) e de julho a novembro (“feijão de inverno-primavera”). No outono-inverno e no inverno-primavera são necessários maiores investimentos, mas a produtividade é alta, chegando, por exemplo, em alguns locais a 3.800 kg/ha (Yokoyama *et al.*, 1996). Nesses locais, geralmente a irrigação é feita por pivô-central. Os estados de Minas Gerais, São Paulo, Distrito Federal, Goiás e Bahia concentram a maior parte dos pivôs-centrais.

Minas Gerais é um dos principais Estados produtores de feijão do Brasil, com cerca de 300.000 t. O feijão no outono-inverno corresponde a 25% da produção (Santos & Braga, 1998), necessitando de irrigação pela escassez de chuvas nesta época. De acordo com Menezes (1995), o feijoeiro é a principal cultura sob pivô-central no Brasil. Aproximadamente 15% da produção brasileira de feijão (450.000 t) é obtida com nessa época. A produção de feijão

em larga escala com tecnologia avançada, incluindo o uso de irrigação e o cultivo no outono-inverno, é a causa da maior ocorrência de doenças favorecidas por alta umidade relativa do ar e do solo e temperaturas amenas.

2 - Doenças do feijoeiro

As doenças do feijoeiro causadas por patógenos do solo, como *Rhizoctonia solani*, *Fusarium* spp. e, especialmente, o mofo-branco, causado por *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary, aumentaram muito nos últimos anos. O manejo inadequado da irrigação, proporcionando condições de alta umidade relativa do ar e do solo, associado a temperaturas entre 15 e 22°C, comuns no período de maio a julho nas áreas irrigadas de Minas Gerais, tem sido apontado como responsável pelas alterações das condições microclimáticas durante o cultivo e, conseqüentemente, pela maior intensidade do mofo-branco.

As medidas de controle do mofo-branco devem ser tomadas em conjunto, visando impedir a entrada do patógeno no campo, bem como evitar ambiente favorável ao desenvolvimento da doença. O patógeno ocorre em todo o país; é muito agressivo, possui vasta gama de hospedeiros e é capaz de atacar vários órgãos da planta hospedeira (Boland e Hall, 1994). Além disso, os escleródios de *S. sclerotiorum* podem sobreviver no solo por vários anos (Schwartz e Pastor-Corrales, 1989).

3 - Mofo-branco do feijoeiro

O primeiro registro de ocorrência de *S. sclerotiorum* no Brasil foi feito em 1921, em batata (*Solanum tuberosum* L.), no Estado de São Paulo (Chaves, 1964); no feijoeiro, foi relatado pela primeira vez em 1954, no Rio Grande do Sul (Chaves, 1964). Atualmente, *S. sclerotiorum* é patógeno importante de diversas espécies cultivadas no Brasil, como soja, tomate e algodão, e de algumas plantas daninhas (Homechin, 1982). O patógeno é igualmente importante em cultivos de feijão em outros países da América Latina, bem como na Ásia, na África, na Europa, na Austrália e na América do Norte (Schwartz e Pastor-Corrales, 1989).

A primeira constatação de *S. sclerotiorum* em cultivos irrigados de feijoeiro, no Brasil, foi em São Gotardo, MG (Nasser e Anjos, 1985). O patógeno foi relatado também em São Paulo (Rezende *et al.*, 1969), no Espírito Santo (Santos e Athaíde, 1983), no Paraná, no Rio Grande do Sul (Menezes *et al.*, 1981), em Pernambuco (Felizardo e Machado, 1989) e no Distrito Federal (Charchar *et al.*, 1991).

Os prejuízos econômicos decorrentes dessa doença são significativos na cultura do feijoeiro, com danos de até 85% em algumas regiões do mundo (Tu, 1987). Santos e Dhingra (1989) observaram danos de 85% a 100% em cultivos no Estado de Minas Gerais. Em 1990, foram observados danos de 60% em feijão irrigado na região dos cerrados (Nasser *et al.*, 1990). Naquele ano, 51,7% das áreas irrigadas com pivô, no Distrito Federal, estavam infestadas com *S. sclerotiorum* (Charchar *et al.*, 1994).

4 - Etiologia

Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de Bary (Sin. *Whetzelinia sclerotiorum* (Lib.) Korf e Dumont) é um fungo da família *Sclerotiniaceae*, da ordem Leotiales, Phylum Ascomycota. Cerca de 75 famílias, 278 gêneros, 408 espécies suscetíveis e 42 subespécies ou variedades de plantas já foram relatadas como hospedeiras desse patógeno, tanto plantas cultivadas como não cultivadas (Boland e Hall, 1994). *S. sclerotiorum* produz estruturas de resistência chamadas escleródios que sobrevivem por cerca de 8 anos no solo e em restos vegetais. Na superfície do solo ou até no máximo 5 cm de profundidade, os escleródios podem germinar carpogenicamente, dando origem aos apotécios, corpos de frutificação abertos, em que o himênio (camada de ascos) fica exposto, ocorrendo a liberação forçada e simultânea dos ascósporos (esporos sexuais). Esses esporos têm impacto importante na epidemiologia da doença, principalmente na cultura do feijoeiro. Cerca de 10.000 a 30.000 ascósporos podem maturar simultaneamente em um único apotécio (Steadman, 1983).

5 - Sintomas e epidemiologia

Natti (1971) estudou a fonte primária de infecção desse fungo em feijoeiro e não constatou a presença de ascósporos no campo, apontando como fonte inicial da doença a germinação miceliogênica dos escleródios aderidos à matéria orgânica. Outros autores, porém, consideram os ascósporos liberados pelos apotécios como a fonte primária de infecção de mofo-branco em feijoeiro (Abawi e Grogan, 1975; Huang e Kemp, 1989; Tu, 1989a). Segundo Tu (1989b), os principais sítios iniciais de infecção de mofo-branco em feijoeiro, por meio de ascósporos, são as injúrias causadas pela queda das pétalas das flores, por ferimentos e por folhas em contato com ascósporos no solo ou escleródios germinando miceliogenicamente, também presentes no solo. Epidemias de mofo-branco acontecem geralmente a partir do florescimento (Abawi & Grogan, 1979). Infecções primárias são causadas, principalmente, por ascósporos que germinam em pétalas de flores caídas e aderidas a talos e pecíolos, devido ao fato de os ascósporos necessitarem de energia para iniciarem o processo infeccioso. Já as infecções secundárias ocorrem pelo contato entre as plantas.

A infecção ocorre geralmente na junção do pecíolo com a haste, aproximadamente 10 a 15 cm acima da linha do solo. Inicialmente, os sintomas são manchas aquosas em folhas e hastes jovens, que causam apodrecimento, geralmente de cor marrom, destruindo totalmente o tecido parenquimatoso, com produção abundante de micélio branco e cotonoso, que da origem a novos escleródios, dentro e fora do tecido da planta hospedeira (Schwartz e Pastor-Corrales, 1989).

Epidemias de mofo-branco ocorrem, geralmente, a temperaturas abaixo de 21°C (Schwartz e Pastor-Corrales, 1989). Segundo Steadman (1983), temperaturas entre 4 e 20°C favorecem a formação de apotécios. Contudo, Phillips (1994) relata que o estabelecimento da infecção por meio de ascósporos é mais rápido entre 20 e 25°C. Nas regiões irrigadas de Minas Gerais, a principal época de ocorrência de mofo-branco coincide com o período em que as médias de temperaturas mínimas e temperaturas máximas são de 15 e 26°C, respectivamente.

O alto nível de umidade relativa e a água livre sobre a planta favorecem a ocorrência da doença. Períodos de 48 a 72 horas de molhamento foliar constante sobre as folhas do feijoeiro durante o florescimento são necessários para a ocorrência de infecção por meio de ascósporos. A disseminação secundária (contato de planta infectada com planta sadia) ocorre principalmente em temperaturas em torno de 18°C, com alta umidade relativa. Entretanto, para que haja a infecção de flores com ascósporos, são necessários somente de 16 a 24 horas de molhamento constante (Abawi e Grogan, 1979). A variação de intensidade da doença entre campos é devida a variações de precipitação, drenagem do solo, densidade de inóculo, práticas culturais e densidades de plantio.

A doença pode ser agravada em solos compactados, onde há acúmulo de água, e em plantios muito densos com crescimento vegetativo vigoroso e menor circulação de ar (Stone, 2001).

6 - Controle

Na ausência do patógeno, devem-se adotar medidas de exclusão, como controle rigoroso da qualidade sanitária da semente, controle de movimentação de pessoas e equipamentos provenientes de áreas infestadas e inspeção no período reprodutivo da cultura, quando ocorre maior predisposição à doença.

Em solos já infestados com o patógeno, devem ser tomadas medidas simultâneas de controle, visto que medidas isoladas não têm demonstrado eficiência. Segundo Schwartz e Pastor-Corrales (1989), a rotação de cultura tem efeito limitado como medida de controle, pois os escleródios podem sobreviver no campo por vários anos. Todavia, a rotação com gramíneas (trigo, aveia e milho) contribui para a redução do potencial de inóculo do patógeno no solo (Lopes *et al.*, 1995). Canteri *et al.* (1999) recomendam utilizar as gramíneas por pelo menos um ano, com irrigação, de maneira que os apotécios sejam formados e liberem ascósporos; na ausência de plantas hospedeiras, ocorrerá redução do inóculo do patógeno.

A aplicação de fungicidas deve ser feita de maneira preventiva. Geralmente, são aplicados no início da floração para proteção das flores e,

quando necessário, faz-se uma aplicação adicional (Viera et al., 2003), considerando que os ascósporos de *S. sclerotiorum* são a mais provável fonte de infecção primária dos tecidos florais (Hoyte, 2000) e que a incidência do mofo-branco parece ser maior quando o patógeno se adere a esses tecidos. A aplicação de fungicidas via água de irrigação é eficiente (Vieira & Paula Júnior, 1998; Vieira et al., 1999). O uso de fungicidas, porém, pode ser ineficiente e antieconômico em feijoeiros de crescimento indeterminado e em solos com alta umidade (Steadman, 1979). Produtos a base de procimidone, vinclozolim, iprodione, carbendazim e fluazinan têm sido recomendados (Oliveira, 1998). Costa (1997) verificou que em nove áreas cultivadas com a cultivar Carioca em plantio direto, com diferentes densidades de inóculo, utilizando-se o fungicida procimidone (0,5 kg de i.a/ha), somente foi obtido controle quando havia densidade de inóculo até 27 escleródios/m². Acima dessa densidade, o controle não foi eficiente, indicando que a eficiência do controle químico está diretamente relacionada à quantidade de inóculo presente na área. Pereira (1995) observou que a profundidade de incorporação de escleródios no solo interfere no controle da doença, reduzindo as chances de contato de fungicidas com os propágulos do patógeno presentes na superfície do solo.

Fontes de resistência genética em *P. vulgaris* a *S. sclerotiorum* ainda não foram detectadas. Alguns estudos têm sido realizados com a utilização de resistência parcial no cruzamento de *P. vulgaris* com *P. coccineus* (Miklas e Grafton, 1992). Segundo Schwartz e Pastor-Corrales (1989), há resistência de campo em diversos cultivares de feijoeiro. Entretanto, essa resistência não é observada quando ascósporos são inoculados em condições controladas (com 18 a 36 h de alta umidade).

Alguns autores sugerem que o plantio direto tem potencial para diminuir a intensidade de *S. sclerotiorum* no campo, principalmente em feijoeiro (Hall e Nasser, 1996; Tu, 1997). A palhada usada nesse sistema atua como barreira física e mantém a umidade e a temperatura do solo mais constantes, de forma que outros organismos possam se desenvolver e atuar sobre o patógeno. A alta velocidade de degradação de restos de cultura nos trópicos aumenta a população de microrganismos antagônicos, os quais atuam por meio de parasitismo direto, antibiose ou competição com os escleródios.

A arquitetura das plantas e o espaçamento entre as fileiras de plantio e entre as plantas nas fileiras podem afetar diretamente a ocorrência e a intensidade da doença. Plantas de hábito de crescimento determinado e dossel mais aberto desfavorecem a produção de apotécios, em comparação com as cultivares mais enfolhadas e prostradas (Steadman, 1979). Diversos autores (Schwartz *et al.*, 1978; Huang e Kemp, 1989; Charchar *et al.*, 1991; Park, 1993; Saidom *et al.*, 1993) salientam que a maior abertura do dossel das plantas e o maior espaçamento entre as plantas favorecem a circulação do ar e a penetração da luz, o que resulta em períodos menores de orvalho e, conseqüentemente, em menor predisposição à infecção.

O controle do mofo-branco do feijoeiro com o manejo da cultura tem sido eficiente em algumas situações, como por exemplo, com a diminuição do volume e/ou da frequência da água de irrigação. A umidade do solo é importante para a formação de apotécios, os quais são formados, em maior número, em solos próximos à saturação.

O controle de *S. sclerotiorum* por meio da redução do nível de tensão de água no solo foi estudado por diversos autores (Duniway *et al.*, 1977; Steadman, 1983; Hunter *et al.*, 1984; Ferraz *et al.*, 1999). Já a redução da frequência de irrigação tem sido pouco investigada como medida de controle do mofo-branco do feijoeiro, apesar de haver evidências de associação da incidência de mofo-branco com a umidade do solo.

A frequência de irrigação foi estudada no cultivo de canola, quando se detectou que períodos sem irrigação estavam diretamente relacionados ao atraso no aparecimento de apotécios (Twengstrom *et al.*, 1998). Esses autores verificaram maior formação de apotécios quando as irrigações tiveram frequência diária, em comparação com irrigações feitas a cada três ou sete dias; observaram ainda que períodos de ausência de irrigação foram diretamente relacionados ao atraso no aparecimento de apotécios. Estudo realizado por Ferraz (2001), com a aplicação de diferentes lâminas de água em área cultivada com feijoeiro, evidenciou o potencial do manejo da frequência de irrigação como estratégia de controle de *S. sclerotiorum*.

Dillard *et al.* (1995) relataram maior formação de apotécios em escleródios submetidos a processos de lavagem constante *in vitro*, quando comparados a escleródios mantidos em período prolongado de saturação. A irrigação excessiva e solos mais úmidos aumentam a doença até 13 vezes, comparados com a irrigação adequada (Weiss *et al.*, 1980a, b; Ferraz, 2001). Em áreas com histórico de mofo-branco, vários produtores de feijão irrigado têm reduzido a lâmina e/ou a frequência de irrigação, visando propiciar condições menos favoráveis à doença, pela redução da umidade do solo e do dossel ou, simplesmente, pelo desenvolvimento menos vigoroso das plantas.

O nível de umidade do solo é importante para a germinação carpogênica, que resulta na formação de apotécios. Segundo Abawi e Grogan (1975), os apotécios são formados em solos saturados ou próximos à saturação, em campos de feijão. A pré-lixiviação (lavagens contínuas prévias) dos escleródios tem sido associada à sua capacidade de germinar carpogenicamente. Casale e Hart (1983) observaram que escleródios pré-lixiviados e incubados em solos saturados germinaram quatro a cinco dias mais cedo que os não lixiviados, demonstrando que a maior umidade do solo pode acarretar aumento da doença; após 27 dias de incubação, escleródios lixiviados apresentaram 80% de germinação carpogênica contra 10% dos não lixiviados.

Purdy (1994) ressaltou a importância da irrigação na disseminação da doença; a água de irrigação, além de promover o desenvolvimento do patógeno, principalmente quando as infecções são iniciadas por escleródios, pode contribuir decisivamente na disseminação dos escleródios para outros locais do campo.

Devido ao incremento dos custos do controle químico, à perda de eficiência de alguns produtos e aos problemas ambientais, o controle biológico tem atraído o interesse de pesquisadores e de produtores como estratégia alternativa de controle. A presença de microrganismos antagônicos no solo tem papel importante na inviabilização dos escleródios. Segundo Adams e Ayres (1979), esse fator é o principal componente que afeta a sobrevivência dos escleródios. Mais de 30 espécies de fungos e bactérias têm sido relatadas como antagonistas ou parasitas de *Sclerotinia* spp. Segundo Whipps e Budge (1990), os seguintes fungos são micoparasitas de escleródios: *Gliocladium*

virens, *Gliocladium roseum*, *Coniothyrium minitans*, várias espécies de *Trichoderma* (*T. harzianum*, *T. viride*, *T. koningü*, *T. pseudokoningii*) e *Paecilomyces lilacinus*. O controle do mofo-branco em feijoeiro pode ser eficiente com a aplicação de *Epicomum purpurearum* (Zhou e Reeleder, 1991; Zhou et al., 1991). Schwartz e Steadman (1989) citam outros micoparasitas de *S. sclerotiorum*, como *Aspergillus* spp., *Penicillium* spp., *Fusarium* spp., *Mucor* spp., *Sporidesmium sclerotivorum* e *Teratosperma oligocladium*. Algumas substâncias antibióticas produzidas por *Gibberella baccata*, *Streptomyces* spp. e bactérias controlam a germinação dos escleródios. Huang (1991) observou alta frequência de hiperparasitismo de *Conyothirium minitans* e *Trichoderma* spp sobre escleródios de *S. Sclerotiorum*. Tu (1997) e Momol et al.(2001) citam vários microrganismos que podem parasitar escleródios, inviabilizando-os.

Embora estudos tenham demonstrado o potencial promissor do controle biológico do mofo-branco do feijoeiro, essa estratégia ainda não tem sido amplamente utilizada no campo. O controle biológico de *S. sclerotiorum* pode ser implementado de diferentes maneiras. No solo, objetiva a redução do inóculo inicial, ao propiciar a inibição da germinação dos escleródios e sua eventual morte. Na parte aérea, por meio da aplicação de suspensões de esporos de agentes de controle biológico, pode contribuir para a redução do inóculo secundário e da dispersão do inóculo, ao proporcionar a inibição da germinação dos ascósporos ou a ocupação de sítios de infecção na planta. A prevenção da infecção na rizosfera por meio de agentes de controle biológico em sementes também tem sido observada. Entretanto, na prática, medidas isoladas de controle biológico não têm sido eficientes (Zhou e Boland, 1998).

7 - *Trichoderma*

O uso de espécies de *Trichoderma* no controle de *S. sclerotiorum* no campo tem sido raramente reportado no Brasil, embora saiba-se que o antagonista se associa aos escleródios de *S. sclerotiorum*, causando sua degradação ou impedindo-os de germinar (Schwartz & Steadman, 1989). Arancibia et al. (2001) sugeriram que a sobrevivência de *S. sclerotinia* é

reduzida no campo por antagonistas, ao observarem isolados de *Trichoderma* associados a escleródios de *S. sclerotiorum* nas áreas irrigadas do cerrado.

O uso combinado de práticas culturais, agentes de controle biológico e outros procedimentos no controle do mofo-branco do feijoeiro têm sido ajustados com sucesso em situações particulares. Pereira et al. (1996) observaram que *T. harzianum* na presença de vermicomposto e associado ao herbicida EPTC aumentou significativamente o nível de controle do mofo-branco em Viçosa, MG.

Espécies de *Trichoderma* são naturais do solo, especialmente de solos orgânicos, e podem viver saprofiticamente ou parasitando outros fungos. São fungos mitospóricos, classificadas como Deutoremiceto, subclasse Hifomiceto, ordem Moniliales, família Moniliaceae. Produzem conídios em abundância em conidióforos que se originam diretamente das hifas. O estado teleomórfico, quando conhecido, pertence ao gênero *Hypocrea* ou a um gênero relacionado. Melo e Azevedo (1998) descrevem nove agregados de espécies:

- 1) *Trichoderma piluliferum*
- 2) *T. polysporum*
- 3) *T. hamatum*
- 4) *T. koningü*
- 5) *T. aureoviride*
- 6) *T. pseudokoningii*
- 7) *T. harzianum*
- 8) *T. longibrachiatum*
- 9) *T. viride*

Melo e Azevedo (1998) estabeleceram *Longibrachiatum* como uma seção do gênero que inclui *T. viride*, *T. koningü*, *T. pseudokoningü*, e *T. longibrachiatum* e adicionaram duas novas espécies: *T. citrinoviride* e *T. atroviride*. As espécies de *Trichoderma* dentro do mesmo grupo ou seção apresentam características sobrepostas, o que torna difícil a classificação de isolados.

Trichoderma spp. são micoparasitas necrotróficos eficazes no controle de muitos fungos fitopatogênicos, principalmente dos com estruturas de resistência consideradas difíceis de serem atacadas por microrganismos. *T. harzianum* é a espécie mais estudada para o biocontrole, embora existam

diversos trabalhos com outras espécies, como *T. koningii*, *T. viride*, *T. hamatum* e *T. pseudokoningii*. Frequentemente, isolados de *Trichoderma* spp. são utilizados no controle de patógenos habitantes do solo, como *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Fusarium* spp. e *Pythium* spp. No entanto, o parasitismo de *Trichoderma* spp. a uma vasta gama de fungos fitopatogênicos, como *Armillaria*, *Colletotrichum*, *Verticillium*, *Venturia*, *Endothia*, *Phytophthora*, *Rhizopus*, *Diaporthe*, *Fusicladium*, *Botrytis*, *Poria monticola* e *Stereum purpureum*, é conhecido (Kubicek & Harman, 1998).

Ozbay *et al.* (2004) relacionaram diferentes mecanismos de controle biológico proporcionado por *Trichoderma* spp., especialmente *T. harzianum*. Espécies de *Trichoderma* são consideradas competidores agressivos, pois crescem e colonizam rapidamente vários substratos e competem com o patógeno por nutrientes. Também podem atuar por antibiose, micoparasitismo, induzindo resistência ou inativando enzimas dos patógenos.

O modo de ação do antagonista se dá, via de regra, através dos mecanismos parasitismo, antibiose e competição ou da associação entre eles; outros mecanismos incluem a indução de resistência e a inativação de enzimas de patógenos (Ozbay *et al.*, 2004). Muitas espécies possuem a capacidade de produzir metabólitos secundários tóxicos, como antibióticos e enzimas líticas capazes de inibir e destruir os propágulos de fungos fitopatogênicos. Não se conhece, no entanto, o papel desses antibióticos *in situ*. Em laboratório, *Trichoderma* produz uma gama de antibióticos com efeitos pronunciados contra fungos e bactérias, tanto de interesse agrícola como medicinal, alguns já comercializados. Melo e Azevedo (1998) identificaram recentemente um novo antibiótico produzido por *T. koningü*, com atividade contra fungos fitopatogênicos. Enzimas líticas extracelulares degradadoras da parede celular de muitos fungos, como quitinases, celulasas, β -1,3-D-glucanases, β -1,4-glucosidase e proteases, estão envolvidas no processo de parasitismo de *Trichoderma*. A parede celular de muitos fungos é composta de β -1,3-glucana e quitina (*S. rolfsii*, *R. solani*) e de celulose (*Pythium* spp., *Phytophthora* spp.). Elad *et al.* (1982) sugeriram que linhagens de *Trichoderma* sp.p. podem ser selecionadas como agentes de biocontrole, com base na atividade de 1,3- β -D-glucanase e quitinase, com quitina e glucana sendo, talvez, os substratos mais

prováveis de ataque nas paredes de células de fungos fitopatogênicos. *T. harzianum* é capaz de utilizar as paredes das células de *R. solani* como única fonte de carbono. A eficiência de *T. hamatum* como agente de biocontrole de *Pythium* spp. e *R. solani* pode ser melhorada incorporando-se quitina ao solo, provavelmente por aumentar a atividade da quitinase produzida pelo antagonista (Melo e Azevedo, 1998). Para provar que há atividade enzimática maior nos pontos onde *T. harzianum* parasita *S. rolfsii* ou *R. solani*, Elad et al. (1983) observaram, com o auxílio da microscopia de fluorescência, grampos de conexão e enrolamento de hifas nos pontos de ataque.

Macagnan (2001) ressalta que isolados de *Trichoderma* possuem atividade essencialmente parasítica, atuando na redução da produção do inóculo pelo patógeno. As fases do micoparasitismo envolvem localização, reconhecimento, contato e penetração, bem como aquisição de nutrientes. *Trichoderma* pode detectar e localizar hifas de fungos suscetíveis crescendo em sua direção, presumivelmente em resposta a estímulos químicos produzidos pela hifa hospedeira, geralmente enrolando-se fortemente em toda a sua extensão, para depois haver, então, penetração da hifa. Melo e Azevedo (1998) citam outro mecanismo de ação de *Trichoderma*, ainda não muito bem compreendido cientificamente, como sendo a capacidade de certos isolados estimularem a germinação de sementes, a emergência das plântulas e o crescimento das plantas. Também mencionam a capacidade de certas linhagens de *T. harzianum* de colonizarem a rizosfera (linhagens "competentes na rizosfera").

Segundo Klein & Everleigh (1998), as espécies de *Trichoderma* prevalecem especialmente em ambientes úmidos e podem ser isoladas de todas as zonas climáticas, incluindo solos de desertos; temperaturas acima de 25°C favorecem o seu desenvolvimento.

MATERIAL E MÉTODOS

Dois experimentos foram conduzidos em campo na área experimental Professor Diogo Alves de Melo na Universidade Federal de Viçosa, no período de maio a agosto de 2004, época em que a umidade relativa e a temperatura são favoráveis para a ocorrência do mofo-branco do feijoeiro. Nessa área tem sido plantado feijão no outono-inverno pelo menos há sete anos. Em todos esses anos, tem sido observada a ocorrência de mofo-branco e o solo altamente infestado com escleródios de *S. sclerotiorum*.

Cada parcela experimental foi constituída de sete fileiras de 3 m de comprimento espaçadas de 0,5 m. Empregou-se a cultivar Talismã, cujas características favorecem a maior intensidade de mofo-branco (plantas do tipo III, prostradas, produção de muitas ramas de crescimento vigoroso).

No plantio, foi realizada uma adubação com 500 kg/ha da formulação NPK 4-14-8. Aproximadamente 35 dias após o plantio (DAP) foram distribuídos em filete ao lado das fileiras de feijão 300 kg/ha de sulfato de amônio; nessa data as plantas também foram pulverizadas com 200 g/ha de molibdato de amônio.

As plantas daninhas foram controladas com o glifosato, aplicado 3 semanas antes do plantio na dose de 2,5 L/ha, e com a mistura comercial de fluazifop-p-butílico + fomesafen (com metade da dose recomendada, ou seja, 0,08 + 0,1 L dos i.a./ha, aos 22 DAP). Vaquinhas e cigarrinhas foram controladas com metamidofós (360 mL do i.a./ha, em três aplicações aos 22, 42 e 82 DAP). O fungicida azoxystrobin (6 g do i.a./ha, em três aplicações aos 22, 42 e 82 DAP) foi usado para o controle da antracnose e da mancha-angular.

Os experimentos foram montados num esquema fatorial 2 x 2 x 3; dois regimes de irrigação (semanal e quinzenal), duas densidades de plantio (6 e 12 sementes/m) e três estratégias de aplicação de produtos/agentes de controle biológico (aplicação do fungicida fluazinam, aplicação de *Trichoderma* spp. e testemunha sem aplicação). Utilizou-se o delineamento em blocos casualizados, com quatro repetições.

O manejo da irrigação por aspersão foi feita com base no Software IRRIGA. Até o início da floração foram feitas irrigações semanais em toda a área experimental. A partir da floração, foram utilizados dois regimes de irrigação. Foram registradas a temperatura, a umidade relativa do ar, a precipitação e a evapotranspiração durante o período dos experimentos.

Como agente de controle biológico, foi utilizado, no primeiro experimento, o produto comercial Trichodermil (Itaforce Bioprodutos, Itapetininga, SP), à base de *Trichoderma harzianum*, na dose de 8 kg/ha do produto comercial, correspondente a 10^8 unidades formadoras de colônias (UFC)/ha. No segundo experimento foi utilizado um isolado de *T. stromaticum*, cedido pelo Dr. José Luiz Bezerra (CEPEC/CEPLAC, Itabuna, BA). Esse isolado foi pré-selecionado em testes feitos em laboratório no Departamento de Fitopatologia da UFV, onde apresentou atividade antagonista *in vitro* a *S. sclerotiorum*. Os conídios de *T. stromaticum* foram obtidos por meio do cultivo do fungo em meio contendo 100 g de arroz, 2 g de sacarose, 40 mL de água destilada e 250 mL/L de cloranfenicol, autoclavado a 120°C por 20 minutos. Após incubação por 15 dias, a 25°C, os grãos de arroz colonizados por *T. stromaticum* foram moídos em liquidificador. O inóculo do fungo foi diluído em água e aplicado ao solo, com o auxílio de regadores. Utilizou-se concentração de conídios semelhante à utilizada no primeiro experimento. Tanto no primeiro quanto no segundo experimento, as aplicações de *Trichoderma* foram feitas aos 10 e aos 55 (florescimento) dias após a emergência das plantas (DAE).

O fungicida fluazinam foi aplicado na dose de 1,5 L/ha, aos 65 e aos 75 DAE. A aplicação do fungicida foi realizada com um pulverizador costal de CO₂ a uma pressão de 30 libras e vazão de 1,6 L/min.

A incidência e a severidade do mofo-branco foram avaliadas por ocasião da colheita. A incidência foi avaliada considerando-se a porcentagem de plantas com sintomas da doença. A severidade da doença, nas plantas colhidas na fileira central, foi avaliada por meio de uma escala com graus de 0 a 4 (Corredor & Phillips, 1996), correspondendo a: 0 = ausência de plantas com sintomas de mofo-branco; 1 = 1-25% de caules e ramos com sintomas da doença; 2 = 26-50% de caules e ramos com sintomas da doença; 3 = 51-75% de caules e ramos com sintomas da doença; e 4 = 76-100% de caules e ramos com sintomas da doença. Com os valores obtidos nas avaliações da

severidade, foi calculado o índice de doença (ID), de acordo com a fórmula estabelecida por McKinney (1923):

$$ID (\%) = \frac{(\text{valor da nota} \times \text{n}^\circ \text{ de plantas com esta nota})}{(\text{n}^\circ \text{ total de plantas} \times \text{valor máximo da escala de notas})} \times 100$$

Os escleródios com mais de 2 mm aderidos às vagens e misturados às sementes foram recolhidos e pesados. Foram avaliadas ainda as seguintes variáveis: número de vagens com sementes e sem sementes, número de sementes por vagem e número de sementes por planta. Para calcular o rendimento, foram utilizadas as duas fileiras ao lado da fileira utilizada para a avaliação da severidade, em cada parcela; as sementes foram secas ao sol até o teor de água atingir aproximadamente 12% e, posteriormente, pesadas.

Os dados de evapotranspiração da cultura, precipitação e temperatura foram obtidos em uma estação meteorológica da UFV próxima à área experimental. Amostras de solo foram retiradas periodicamente da área experimental e secas em estufa, com o objetivo de quantificar o seu teor de água e balizar as irrigações. Com esses dados foram calculadas as lâminas de água necessárias para manter o solo próximo da capacidade de campo.

Os dados foram submetidos à análise estatística, utilizando-se o programa ESTAT (UNESP, Jaboticabal, 1994). Os três tratamentos de estratégias de aplicação (fungicida, antagonista, testemunha sem aplicação) foram comparados para cada combinação de regime de irrigação e densidade de plantio, por meio do emprego de contrastes, para a massa de escleródios, a incidência do mofo-branco, a massa de 100 sementes e a produtividade.

RESULTADOS

1 - INTENSIDADE DO MOFO-BRANCO E MASSA DE ESCLERÓDIOS

Em ambos os experimentos, não houve efeito significativo ($P \geq 0,05$) das frequências de irrigação sobre a incidência do mofo-branco, o índice de Mckinney e a massa de escleródios (Tabela 1). No experimento 1, o índice de Mckinney para a densidade de plantio de 12 plantas/m foi maior em relação ao da densidade de 6 plantas/m (Tabela 1). Nos dois experimentos, o fungicida fluazinam destacou-se no controle da doença, em comparação com o tratamento com a aplicação do agente antagonista e com a testemunha (sem a aplicação do fungicida e do agente antagonista) (Tabela 1). No experimento 1, o tratamento com fluazinam proporcionou menor severidade do mofo-branco e menor massa de escleródios, comparado aos tratamentos testemunha e aplicação de *T. harzianum*; quanto à incidência da doença, houve diferença significativa apenas entre o tratamento com fungicida e a testemunha. No experimento 2, o índice de Mckinney foi significativamente ($P \geq 0,05$) menor no tratamento com fungicida, comparado aos tratamentos testemunha e aplicação de *T. stromaticum*; quanto à incidência da doença, não houve diferença significativa entre esses tratamentos; o tratamento com fungicida diferenciou-se do tratamento com aplicação de *T. stromaticum* quanto à massa de escleródios.

Tabela 1 - Massa de escleródios, incidência de mofo-branco do feijoeiro e índice de Mckinney (calculado a partir da avaliação da severidade de mofo-branco) em função de frequências de irrigação, densidades de plantio e aplicação de fungicida ou de espécies de *Trichoderma*.

Tratamentos	Massa de escleródios ¹ (g)	Incidência (%)	Índice de Mckinney ² (%)
Experimento 1			
Irrigação quinzenal	3,80	95,80	64,06
Irrigação semanal	3,70	95,80	57,00
Diferença	0,10 ns	0,00 ns	7,06 ns
6 plantas/m	3,44	94,97	55,31
12 plantas/m	4,07	96,63	65,74
Diferença	0,63 ns	1,66 ns	10,43 **
Sem <i>T. harzianum</i> e fluazinam	4,59 A	98,34 A	67,59 A
<i>T. harzianum</i>	5,25 A	96,96 AB	64,86 A
Fluazinam	1,41 B	92,10 B	49,14 B
CV (%)	45,05	6,63	17,04
Experimento 2			
Irrigação quinzenal	3,98	92,75	55,60
Irrigação semanal	4,33	92,29	60,02
Diferença	0,35 ns	0,46 ns	4,42 ns
6 plantas/m	4,66	93,58	57,77
12 plantas/m	3,64	94,46	57,85
Diferença	1,02 ns	0,88 ns	0,08 ns
Sem <i>T. stromaticum</i> e fluazinam	4,47 AB	95,63 A	62,47 A
<i>T. stromaticum</i>	5,76 A	93,25 A	63,06 A
Fluazinam	2,24 B	93,19 A	47,89 B
CV (%)	64,60	7,55	19,26

¹ Escleródios com mais de 2 mm aderidos às vagens e misturados às sementes;

² ID (índice de doença, %) = $\frac{(\text{valor da nota} \times \text{n}^\circ \text{ de plantas com esta nota})}{(\text{n}^\circ \text{ total de plantas} \times \text{valor máx. da escala de notas})} \times 100$

NOTA: as frequências de irrigação e densidades de plantio foram comparadas pelo Teste F; as médias dos tratamentos aplicação de fungicida e de *Trichoderma* spp. e tratamento testemunha foram comparados pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade; ns e ** = não significativo e significativo a 1% de probabilidade, respectivamente.

2 - PRODUTIVIDADE E COMPONENTES DE PRODUTIVIDADE

Na Tabela 2 encontram-se as comparações entre os tratamentos quanto ao estande final em uma área de 6,5 m², bem como os componentes de produtividade (vagens com sementes/planta, total de vagens/planta, sementes/vagem com sementes, sementes/total de vagens e massa de 100 sementes), e à produtividade.

No experimento 1, o número de vagens com sementes/planta e o número de vagens total/planta foram significativamente maiores no tratamento com irrigação semanal do que no tratamento com irrigação quinzenal, enquanto que no experimento 2 essas diferenças não foram observadas (Tabela 2).

Todos os componentes de produtividade, exceto a massa de 100 sementes, foram significativamente maiores no tratamento com 6 plantas/m, comparado com 12 plantas/m, nos dois experimentos; para a massa de 100 sementes e para a produtividade, não houve diferença significativa entre as duas densidades, nos dois experimentos.

Os dois experimentos apresentaram resultados semelhantes quando os tratamentos aplicação de fluazinam, aplicação de *Trichoderma* e o tratamento testemunha foram comparados quanto a estande final, componentes de produtividade e produtividade (Tabela 2). No experimento 1, o fluazinam proporcionou, em relação aos outros tratamentos, maior número de vagens com sementes/planta, maior número total de vagens/planta, maior número de sementes/total de vagens e maior produtividade, mas não houve diferença entre os tratamentos quanto ao estande, ao número de sementes/vagens com sementes e à massa de 100 sementes (Tabela 2). No experimento 2, o fungicida proporcionou, em relação aos outros tratamentos, maior número de vagens com sementes/planta, maior número de sementes/total de vagens, maior massa de 100 sementes e maior produtividade (Tabela 2); nesse experimento, observou-se ainda diferença significativa entre a aplicação de fluazinam e de *T. stromaticum* quanto ao número total de vagens/planta: com o fungicida a média foi maior, porém não houve diferença entre os tratamentos quanto ao estande e ao número de sementes/vagens com sementes (Tabela 2).

3 - CONTRASTES ENTRE ESTRATÉGIAS DE APLICAÇÃO

Na Tabela 3, são apresentados os contrastes obtidos com a comparação entre os três tratamentos de estratégias de aplicação (fungicida, antagonista, testemunha sem aplicação) para cada combinação de regime de irrigação e densidade de plantio, quanto ao efeito sobre a massa de escleródios, a incidência do mofo-branco, a massa de 100 sementes e a produtividade.

Nos dois experimentos, para as combinações irrigação quinzenal x densidade de 6 plantas/m, irrigação quinzenal x densidade de 12 plantas/m, irrigação semanal x densidade de 6 plantas/m e irrigação semanal x densidade de 12 plantas/m, os contrastes entre a testemunha sem aplicação e a aplicação do antagonista não foram significativos para nenhuma das variáveis testadas (Tabela 3). Ao contrário, os contrastes entre o tratamento testemunha sem aplicação e a aplicação do fungicida ou entre aplicação do antagonista e a aplicação do fungicida foram freqüentemente significativos ($P \geq 0,05$ ou $P \geq 0,01$) (Tabela 3). Quanto à incidência do mofo-branco, os contrastes entre a aplicação do antagonista e a aplicação do fungicida não foram significativos para as combinações testadas nos dois experimentos, o mesmo sendo observado para os contrastes entre a aplicação do antagonista e o tratamento testemunha (Tabela 3).

4 - DADOS METEOROLÓGICOS

Nas Figuras 1 e 2, são apresentados, respectivamente, os dados de evapotranspiração potencial de referência e da cultura e os dados de umidade do solo, utilizados para programar as lâminas de água de irrigação. Nas Figuras 3 e 4 são apresentados, respectivamente, os dados de precipitação e irrigação total necessária e de temperatura, obtidos em uma estação meteorológica da UFV próxima à área experimental.

Tabela 2 - Estande final, número de vagens com sementes/planta, número total de vagens/planta, número de sementes/vagem com sementes, número de sementes/total de vagens, massa de 100 sementes e produtividade de feijão em função de frequências de irrigação, densidades de plantio e aplicação de fungicida ou de espécies de *Trichoderma*.

Tratamentos	Estande Final (6,5 m ²)	Vagens com semente/planta	Total de vagens/planta	Sementes/vagens com sementes	Sementes/total de vagens	Massa de 100 sementes (g)	Produtividade (kg/ha)
Experimento 1							
Irrigação quinzenal	111,00	11,72	12,97	4,20	3,77	19,03	1.297,00
Irrigação semanal	109,87	14,55	15,72	4,03	3,73	19,15	1.471,00
Diferença	1,13 ns	2,83 **	2,75 *	0,17 ns	0,04 ns	0,12 ns	242,00 ns
6 plantas/m	76,42	16,97	18,43	4,21	3,88	19,67	1.382,00
12 plantas/m	144,46	9,30	10,26	4,02	3,63	18,51	1.385,00
Diferença	68,04 **	7,67 **	8,17 **	0,19 **	0,25 **	1,16 ns	3,00 ns
Sem <i>T. harzianum</i> ou fluazinam	110,69 A	11,48 B	13,07 B	4,14 A	3,68 B	19,63 A	1.230,00 B
<i>T. harzianum</i>	109,69 A	11,56 B	12,96 B	4,04 A	3,57 B	17,90 A	1.116,00 B
Fluazinam	110,94 A	16,36 A	17,01 A	4,17 A	4,01 A	19,74 A	1.805,00 A
CV (%)	7,70	26,59	24,74	4,95	6,98	16,23	23,40
Experimento 2							
Irrigação quinzenal	106,67	10,90	12,33	4,00	3,52	18,85	1.272,00
Irrigação semanal	115,21	10,93	12,38	3,70	3,28	18,66	1.143,00
Diferença	8,54 ns	0,03 ns	0,05 ns	0,30 **	0,24 *	0,19 ns	129,00 ns
6 plantas/m	84,96	12,86	14,65	3,95	3,45	18,92	1.021,00
12 plantas/m	136,92	8,97	10,05	3,75	3,35	18,59	1.396,00
Diferença	51,96 **	3,89 **	4,60 **	0,20 *	0,10 *	0,33 ns	375,00 ns
Sem <i>T. stromaticum</i> ou fluazinam	106,19 A	10,07 B	11,96 AB	3,75 A	3,19 B	18,11 B	997,00 B
<i>T. stromaticum</i>	106,13 A	9,05 B	10,65 B	3,78 A	3,22 B	18,46 B	943,00 B
Fluazinam	120,50 A	13,64 A	14,44 A	4,02 A	3,80 A	19,71 A	1.684,00 A
CV (%)	24,77	35,32	31,75	8,42	9,92	5,76	33,78

NOTA: as frequências de irrigação e densidades de plantio foram comparadas pelo Teste F; as médias dos tratamentos aplicação de fungicida e de *Trichoderma* spp. e tratamento testemunha foram comparados pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade; ns, * e ** = não significativo, significativo a 1% e a 5% de probabilidade, respectivamente.

Tabela 3 - Contrastes obtidos com a comparação entre os três tratamentos de estratégias de aplicação (fungicida, antagonista, testemunha sem aplicação) para cada combinação de regime de irrigação e densidade de plantio, quanto ao efeito sobre a massa de escleródios, a incidência do mofo-branco, a massa de 100 sementes e a produtividade, nos experimentos 1 e 2.

Combinações	SOMA DE QUADRADOS							
	Experimento 1				Experimento 2			
	Massa de escleródios	Massa de 100 sementes	Incidência	Produtividade	Massa de escleródios	Massa de 100 sementes	Incidência	Produtividade
Irrigação quinzenal x densidade de 6 plantas/m								
Testemunha x <i>Trichoderma</i> sp.	1,18 ns	1,71 ns	6,13 ns	1128,13 ns	33,21 ns	0,00 ns	128,00 ns	28.441,13 ns
Testemunha x fungicida	18,76 **	22,71 **	45,13 ns	315.615,13 **	18,48 ns	34,53 **	1,13 ns	270.848,00 ns
<i>Trichoderma</i> sp. x fungicida	29,34 *	36,89 *	84,50 ns	354.482,00 **	101,25 ns	33,78 **	153,13 ns	474.825,13 ns
Irrigação quinzenal x densidade de 12 plantas/m								
Testemunha x <i>Trichoderma</i> sp.	1,67 ns	4,87 ns	55,13 ns	82.824,50 ns	2,43 ns	66,01 ns	40,50 ns	135.460,13 ns
Testemunha x fungicida	14,10 **	3,56 ns	24,50 ns	457.446,13 **	5,88 **	48,66 ns	3,13 ns	700.928,00 ns
<i>Trichoderma</i> sp. x fungicida	25,45 *	16,76 ns	6,13 ns	929.566,13 *	15,88 *	1,32 ns	21,13 ns	1.452.660,13 **
Irrigação semanal x densidade de 6 plantas/m								
Testemunha x <i>Trichoderma</i> sp.	2,32 ns	0,68 ns	8,00 ns	7.938,00 ns	0,65 ns	0,026 ns	8,00 ns	54.450,00 ns
Testemunha x fungicida	42,83 *	19,10 ns	231,13 **	595.686,13 ns	7,22 ns	17,52 ns	55,13 ns	37.264,50 ns
<i>Trichoderma</i> sp. x fungicida	25,20 **	27,01 **	153,13 ns	466.095,13 ns	12,23 ns	16,19 ns	21,13 ns	181.804,50 ns
Irrigação semanal x densidade de 12 plantas/m								
Testemunha x <i>Trichoderma</i> sp.	8,20 ns	2,60 ns	0,13 ns	105.570,13 ns	0,68 ns	0,01 ns	32,00 ns	16.928,00 ns
Testemunha x fungicida	11,16 ns	18,54 **	72,00 ns	656.085,13 **	10,22 ns	22,31 ns	84,50 **	961.191,13 *
<i>Trichoderma</i> sp. X fungicida	38,50 **	35,03 **	66,13 ns	1.288.012,50 *	5,61 ns	23,12 ns	12,50 ns	1.233.235,13 *

NOTA: ns, * e ** = não significativo, significativo a 1e 5% de probabilidade pelo teste T, respectivamente.

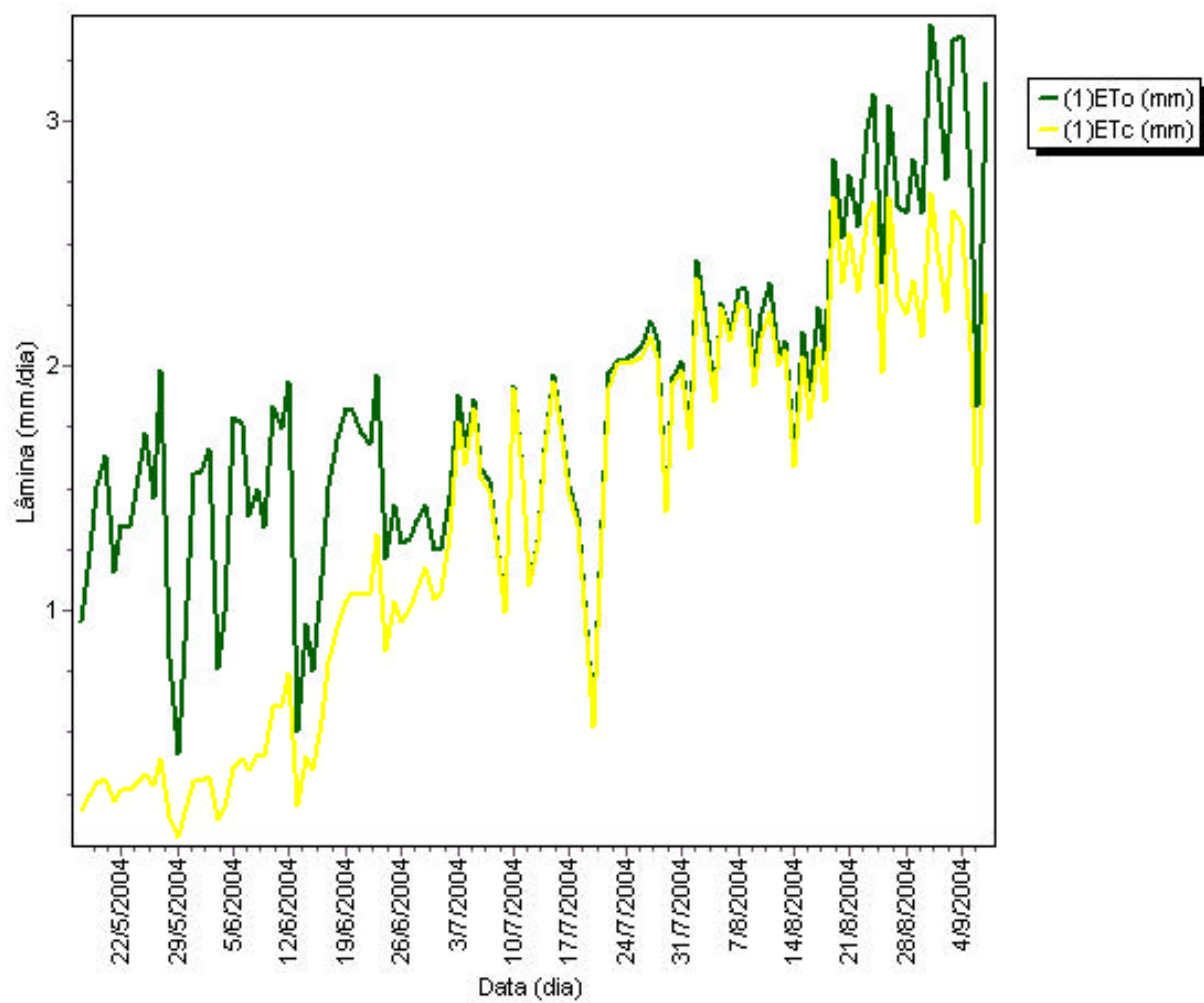


Figura 1 - Evapotranspiração potencial de referência (ETo) e evapotranspiração potencial da cultura (ETc), considerando a lâmina de água (mm/dia) na data de sua ocorrência.

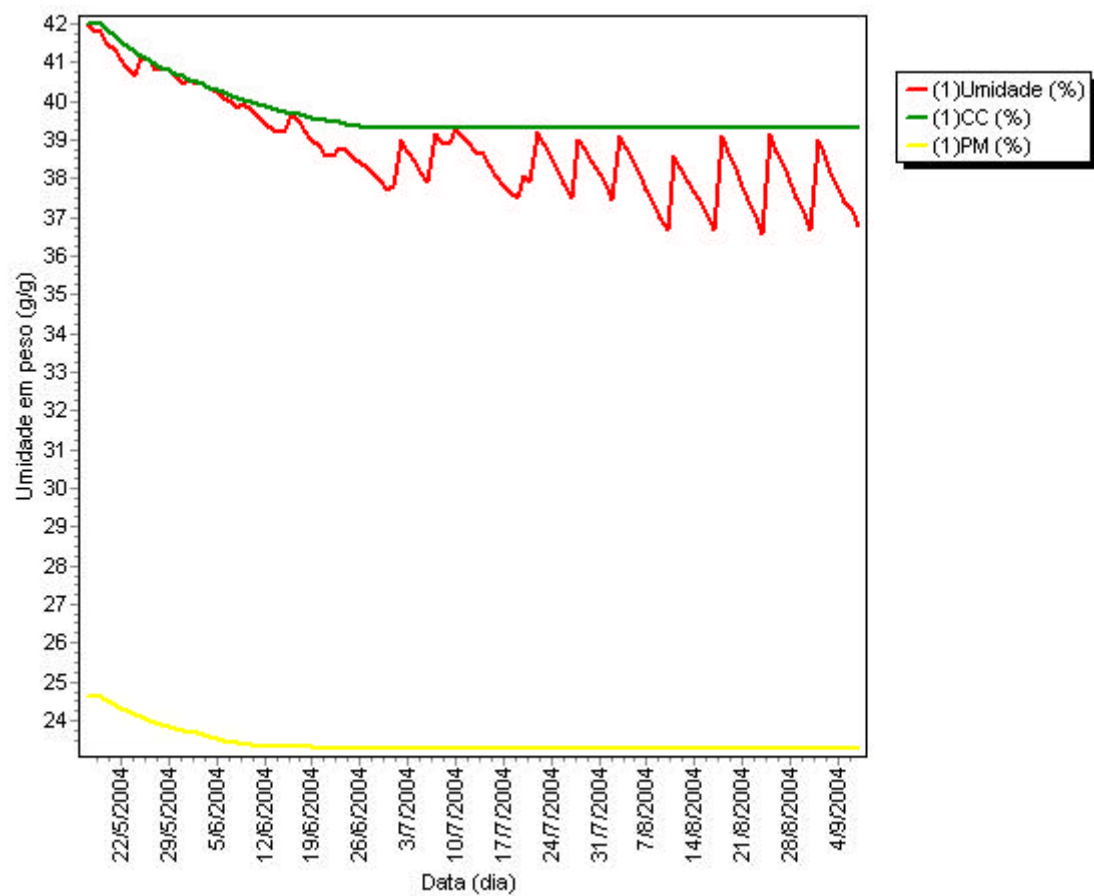


Figura 2 - Umidade do solo (%), na data de sua ocorrência, considerando a capacidade de campo (CC) (%) e o ponto de murchamento (PM) (%).

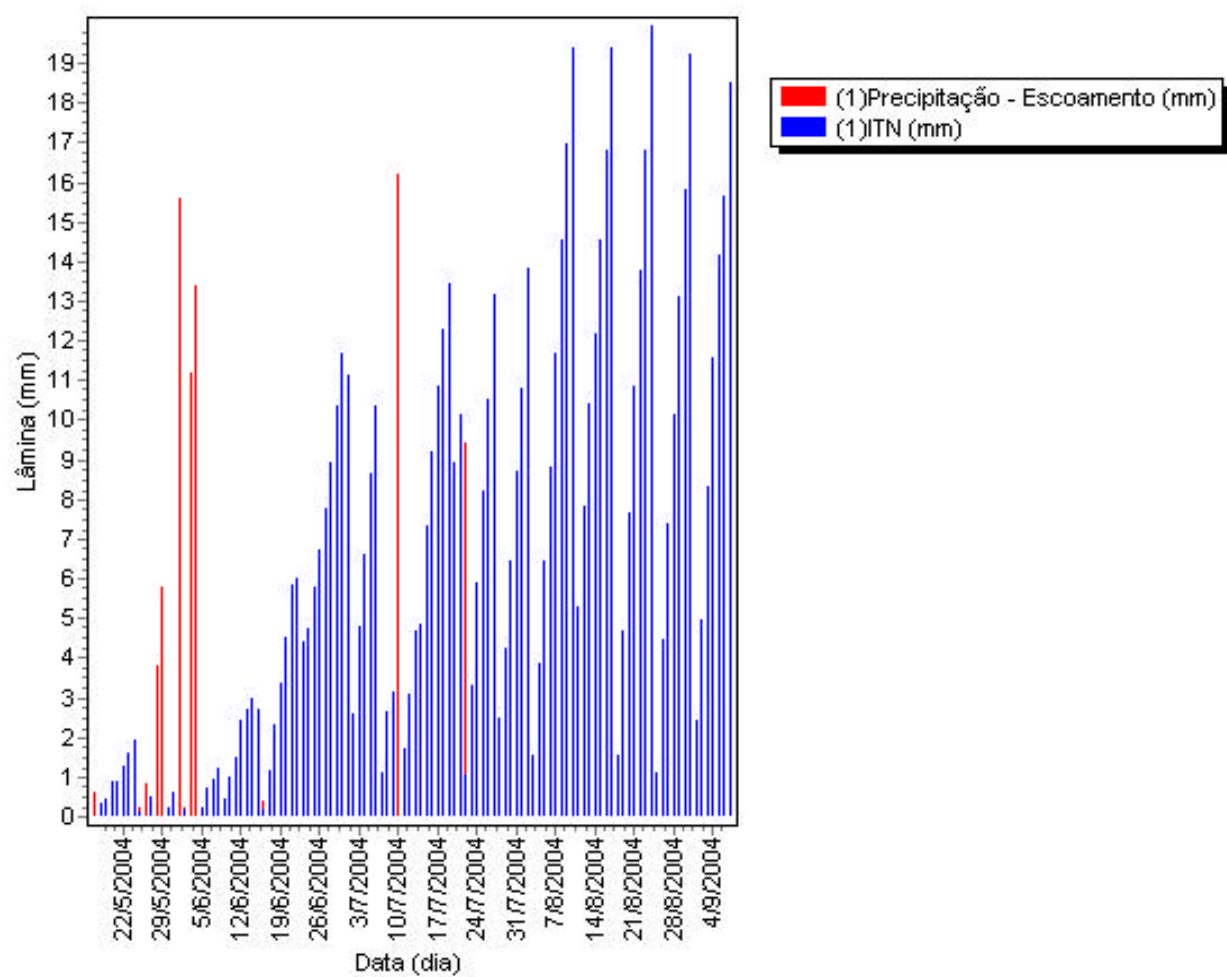


Figura 3 - Precipitação (mm) e irrigação total necessária (ITN) (mm) na data de sua ocorrência.

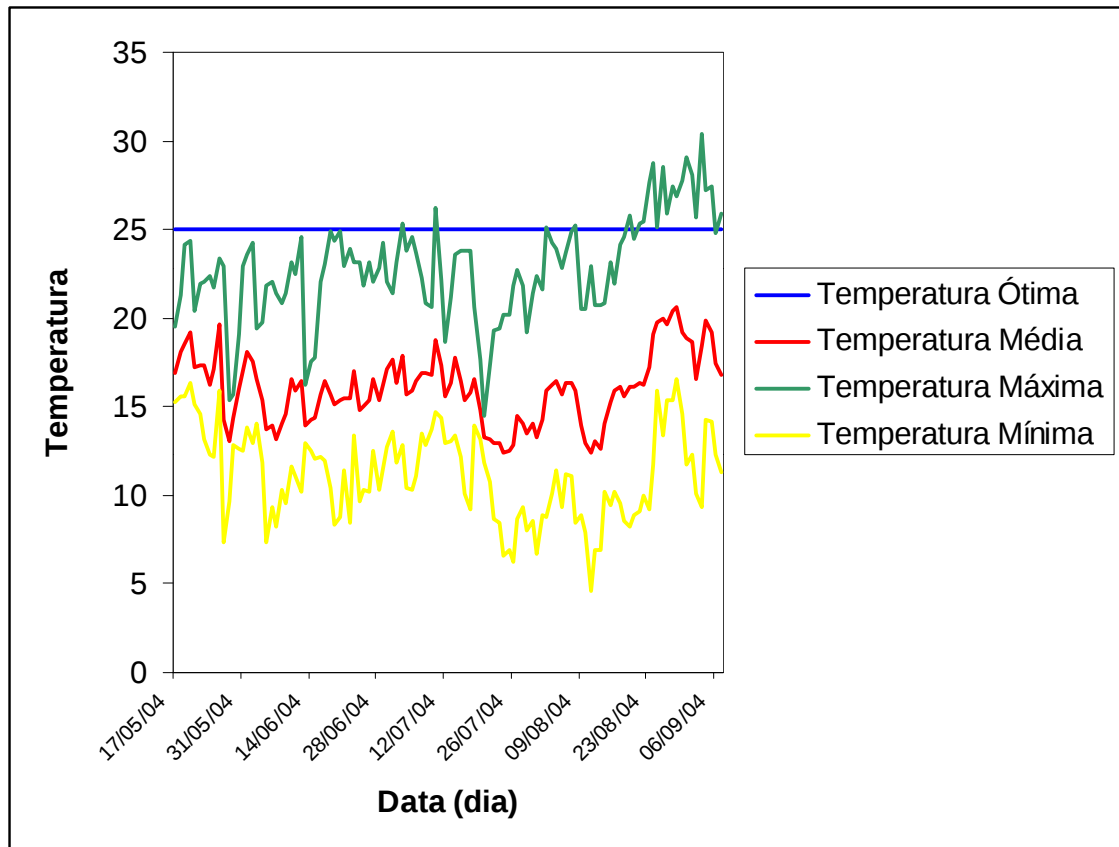


Figura 4 - Temperatura na data de sua ocorrência.

DISCUSSÃO

Ambos os experimentos evidenciaram que não houve efeito significativo dos diferentes regimes de irrigação utilizados sobre as variáveis diretamente ligadas ao desenvolvimento do mofo-branco e do patógeno, como a incidência e a severidade da doença e a massa de escleródios. Resultados comumente encontrados na literatura mostram, entretanto, que altos níveis de umidade relativa e do solo favorecem a ocorrência da doença e essas condições são freqüentemente observadas em regimes de irrigação mais freqüentes (Weiss *et al.*, 1980a, b; Ferraz, 2001). Por essa razão, o manejo da irrigação do feijoeiro, preferindo-se regas mais pesadas e menos freqüentes, tem sido recomendado como uma das estratégias de controle do mofo-branco, especialmente nas áreas irrigadas de Minas Gerais (Paula Júnior *et al.*, 2004). Diferente do esperado, no presente trabalho, a incidência e a severidade do mofo-branco e a massa de escleródios não foi aumentada no regime de irrigação semanal. Esse resultado pode ser explicado pelo regime de chuvas atípico ocorrido em Viçosa no outono-inverno de 2004, especialmente durante o estágio de florescimento das plantas (Figura 3). Assim, não foi possível manter as parcelas do tratamento do regime semanal de irrigação com umidade do dossel e do solo diferenciada do tratamento com regime quinzenal de irrigação.

Pelo menos no Experimento 1, dois componentes da produtividade (número de vagens com sementes/planta e número de vagens total/planta) foram maiores no tratamento com regime de irrigação semanal em comparação com o quinzenal; contudo, em ambos os experimentos não houve efeito significativo dos regimes de irrigação sobre a produtividade. Em campos sem a presença de *S. sclerotiorum*, tem-se observado correlação positiva entre menores lâminas de água e menores produtividades (Folegatti *et al.*, 1999), o que pode ser explicado pelo efeito do estresse hídrico em períodos críticos, como os estádios de florescimento e enchimento de vagens. O estresse hídrico na fase vegetativa pode, por outro lado, criar condições desfavoráveis ao mofo-branco. Stone & Moreira (2001) utilizaram maiores doses de N em cobertura, em feijoeiro cultivado na presença de *S. sclerotiorum*, como estratégia para

compensar as perdas de produtividade causadas pelo uso de lâminas menores de irrigação. No presente trabalho, em área infestada com escleródios do patógeno, os efeitos de diferentes regimes de irrigação sobre os componentes de produtividade do feijoeiro foram raramente observados. Entretanto, os resultados obtidos parecem estar mais relacionados às chuvas atípicas ocorridas durante o experimento, as quais praticamente inviabilizaram o estudo com diferentes regimes de irrigação.

Os resultados obtidos no Experimento 1 confirmam as informações encontradas na literatura de que a intensidade do mofo-branco aumenta em plantios adensados, em comparação com plantios mais espaçados (Schwartz *et al.*, 1978; Huang e Kemp, 1989; Charchar *et al.*, 1991; Park, 1993; Saidom *et al.*, 1993). No Experimento 1, maiores severidades da doença foram observadas no tratamento com densidade de plantio de 12 plantas/m, em comparação com a densidade de 6 plantas/m. Conclui-se que nas parcelas com densidade menor de plantas nas fileiras, deve ter ocorrido maior circulação de ar entre as plantas, o que contribuiu para a menor intensidade do mofo-branco, como tem sido sugerido por diversos autores (Schwartz *et al.*, 1978; Huang e Kemp, 1989; Charchar *et al.*, 1991; Napoleão, 2001; Park, 1993; Saidom *et al.*, 1993). Tu (1997) verificou que maiores densidades de plantio e menores espaçamentos contribuíram para o aumento da intensidade do mofo-branco; segundo esse autor, a alta densidade de plantio aumentou a senescência prematura e o contato entre as plantas, promovendo a disseminação mais rápida da doença.

Os resultados do presente trabalho mostraram que a densidade de 6 plantas/m não fez decrescer o rendimento de feijão, como poderia se esperar em áreas livres do mofo-branco; ao contrário, diversos componentes da produtividade foram, inclusive, maiores no tratamento com densidade de 6 plantas/m, comparado com 12 plantas/m. Resultados semelhantes, com o uso de fileiras mais espaçadas ou menor número de plantas nas fileiras, têm sido encontrados na mesma área experimental por Vieira *et al.* (2001b, c). Ferraz (2001) também demonstrou que a produção de grãos pode ser maior em plantios pouco adensados. O feijão é reconhecidamente espécie de grande capacidade compensatória. Hearn (1971) demonstrou que, mesmo quando as condições de clima e solo são favoráveis, espaçamentos mais largos entre as

fileiras podem proporcionar maior desenvolvimento das plantas e, conseqüentemente maior produtividade. Essa capacidade de compensação aliada ao maior arejamento e aos efeitos desfavoráveis sobre o desenvolvimento do mofo-branco, fazem da utilização de menor densidade de plantio uma estratégia viável para áreas infestadas por *S. sclerotiorum*. Trata-se de técnica de utilização simples e que, além do mais, reduz o custo de produção.

O fungicida fluazinam destacou-se no controle da doença, em comparação com a aplicação do antagonista *Trichoderma* e com o tratamento sem a aplicação do fungicida e do antagonista. O fungicida foi eficiente ao reduzir não só a incidência e a severidade de mofo-branco, mas também a massa de escleródios do fungo aderidos às vagens e misturados às sementes.

O fluazinam tem ação protetora, com pequena atividade curativa e sistêmica (Tomlin, 1994). Vieira *et al.* (2001a, 2003) já haviam demonstrado a eficiência desse fungicida no controle do mofo-branco do feijoeiro na mesma área experimental. Esses autores observaram que o fluazinam, aplicado somente no solo, reduziu a incidência de mofo-branco e a quantidade de escleródios produzidos, inibindo a germinação dos escleródios e a formação de apotécios; a ação do fluazinam nas estruturas do fungo presentes no solo resultaram em período menor de exposição do hospedeiro ao patógeno. Efeitos inibitórios de fluazinam sobre *S. sclerotiorum* foram demonstrados em ensaios de laboratório e de campo por Matheron & Porchas (2004).

Além dos efeitos no controle da doença, o fluazinam proporcionou ganhos na produtividade, em comparação com a aplicação do antagonista *Trichoderma* e com o tratamento sem a aplicação do fungicida e do antagonista. Rodrigues & Vieira (2002) já haviam verificado que o uso de fungicidas diminui a severidade de doenças do feijoeiro, com reflexos positivos na produtividade.

A aplicação do antagonista *Trichoderma* não foi eficiente no controle do mofo-branco no presente trabalho, apesar de resultados preliminares *in vitro* (dados não apresentados) terem demonstrado o potencial de *T. harzianum* e de *T. stromaticum* no controle de *S. sclerotiorum*. Sugere-se que entre as principais razões para a ineficiência do antagonista no campo estejam as temperaturas amenas observadas nesse período (Figura 4), considerando que

o seu desenvolvimento é favorecido por temperaturas mais elevadas, acima de 25°C (Klein & Everleigh, 1998).

Supõe-se que a eficiência de *Trichoderma* no controle do mofo-branco do feijoeiro seja maior com aplicações feitas sobre solo rico em matéria orgânica, onde o antagonista desenvolve-se melhor e torna-se mais competitivo com outros microrganismos (Klein & Everleigh, 1998). No presente trabalho, a primeira aplicação de *Trichoderma* spp. foi feita aos 10 dias após a emergência das plantas (DAE), quando a superfície do solo estava praticamente livre de resíduos vegetais. Pode-se inferir, então, que o estabelecimento do antagonista no solo foi prejudicado pela falta de matéria orgânica; ademais, deve-se considerar que a falta de cobertura vegetal e de resíduos orgânicos causou maior exposição do solo e do inóculo inicial de *Trichoderma* aos raios solares. A segunda aplicação, feita aos 55 DAE, já na fase de florescimento das plantas, foi, do mesmo modo, prejudicada pelas temperaturas amenas, as quais acabaram por favorecer *S. sclerotiorum* em detrimento de *Trichoderma*, que se estabeleceu mais lentamente, não sendo possível observar qualquer efeito antagonista. Deve-se ter em mente, que o fracasso da maioria dos antagonistas no controle de doenças decorre, provavelmente, do elevado potencial de inóculo dos patógenos, embora dados inconsistentes com antagonistas sejam comuns (Cardoso, 1997).

Novas pesquisas com o uso de *Trichoderma* para o controle do mofo-branco do feijoeiro são sugeridas, especialmente em regiões onde as temperaturas no outono-inverno sejam maiores, com a aplicação do antagonista associada ao plantio direto, visando favorecer o seu estabelecimento no solo. Outra possibilidade de estudo é associar o uso de fungicidas ao controle biológico, como fizeram Budge & Whipps (2000). Esses autores verificaram que a aplicação de fungicida não afetou a capacidade do antagonista *Coniothyrium minitans* de suprimir os escleródios de *S. sclerotiorum*. Essa estratégia permitiria a redução das doses dos fungicidas e, conseqüentemente, a diminuição dos impactos negativos sobre o ambiente.

Tem sido demonstrado que apenas estratégias combinadas podem levar ao controle eficiente do mofo-branco do feijoeiro (Paula Júnior & Zambolim, 1998). Essas estratégias incluem medidas que devem ser implementadas em todas as fases de cultivo, incluindo medidas culturais que visam à redução do

potencial de inóculo de *S. sclerotiorum* no solo (Paula Júnior et al., 2004). Dentro de um programa de manejo integrado de doenças, o controle químico deve ser utilizado depois de esgotadas todas as medidas alternativas, ou deve fazer parte do conjunto de medidas a serem adotadas para o controle do mofo-branco. Os resultados do presente trabalho confirmam a eficiência do uso do fungicida fluazinam no controle do mofo-branco do feijoeiro e apontam para a necessidade de mais pesquisas com o controle integrado dessa doença. O plantio menos denso é recomendável para áreas contaminadas com escleródios de *S. sclerotiorum*; é medida que pode ser facilmente associada a outras estratégias de controle. Neste trabalho, não foram observados efeitos da umidade do solo e do controle biológico sobre o controle do mofo-branco, por razões discutidas anteriormente. Entretanto, alternativas devem ser buscadas, no sentido de proporcionar, no campo, condições que favoreçam os agentes de controle biológico em detrimento do patógeno. Entre as possibilidades de pesquisa, salienta-se o uso associado de fungicidas e de microrganismos antagonistas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABAWI, G.S.; GROGAN, R.G. Epidemiology of diseases caused by *Sclerotinia* species. **Phytopathology**, v.69, p.896-899, 1979.
- ABAWI, G.S.; GROGAN, R.G. Source of primary inoculum and effects of temperature and moisture on infection of beans by *Whetzelinia sclerotiorum*. **Phytopathology**, v.65, p.300-309, 1975.
- ADAMS, P.B.; AYRES, W.A. Ecology of *Sclerotinia* Species. **Phytopathology**, v.69, p.896-899, 1979.
- ARANCIBIA, R.C.; NASSER, L.C.B.; GOMES, A.C.; NAPOLEÃO, R. Density, viability and frequency of fungi associated to sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum* in irrigated areas of the cerrado (savanna) region of Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v.26, p.338-339, 2001.
- BOLAND, G.J.; HALL, R. Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.16, p.93-108, 1994.
- BUDGE, S.; WHIPPS, J.M. Potential for integrated control of *Sclerotinia sclerotiorum* in glasshouse lettuce using *C.minitans* and reduced fungicide application. **Biological Control**, v.91, p.221-227, 2001.
- CARDOSO, J.E.; SILVA, S.A.G.; MARQUES, E.E. Controle químico e biológico de podridões radiculares do feijoeiro comum. **Fitopatologia Brasileira**, v.22, p.39-44, 1997.
- CASALE, W.L.; HART, L.D. Evidence for a diffusive endogenous inhibitor of carpogenic germination in sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Phytopathology**, v.73, p.815, 1983. (Abstract)
- CHARCHAR, M.J.D.; ANJOS, J.R.N. dos; OSSUPI, E. Ocorrência de nova doença do algodoeiro irrigado, no Brasil, causado por *Sclerotinia sclerotiorum*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.34, p.1101-1106, 1999.
- CHARCHAR, M.J.D.A.; NASSER, L.C.B.; BARRETO, L.A.J.C.; VIVALDI, L.J. Efeito de diferentes práticas culturais no controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) do feijoeiro irrigado. In: **Relatório Técnico Anual do Centro de Pesquisa Agropecuário dos Cerrados**, 1987/1990. EMBRAPA/CPAC, p.240-241, 1994.

- CHARCHAR, M.J.D'A.; NASSER, L.C.B.; BARRETO, L.A.J.C.; VIVALDI, L.J. Efeito de diferentes práticas culturais no controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) do feijoeiro irrigado. **Fitopatologia Brasileira**, v.16 (Supl.), p.20, 1991. (Resumo)
- CHAVES, G.M. Estudos sobre *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. **Experimentiae**, v.4, p.69-133, 1964.
- COSTA, J.L. da S. A densidade de inóculo de *Sclerotinia sclerotiorum* no solo determina a eficiência do controle químico do mofo-branco em feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.22 (Supl.), p.258, 1997. (Resumo)
- DILLARD, H.R.; LUDWIG, J.W.; HUNTER, J.E. Conditioning sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum* for carpogenic germination. **Plant Disease**, v.79, p.411-415, 1995.
- DUNIWAY, J.M.; ABAWI, G.S.; STEADMAN, J.R. Influence of soil moisture on the production of apothecia by sclerotia of *Whetzelinia sclerotiorum*. **Proceedings of the American Phytopathological Society**, v.4, p.115, 1977. (Abstract)
- ELAD, Y., CHET, I.; BOYLE, P.; HENNIS, Y. Parasitism of *Trichoderma* spp. on *Rhizoctonia solani* and *Sclerotium rolfsi* on electron microscopy and fluorescence microscopy. **Phytopathology**, v.73, p.85, 1983.
- ELAD, Y., CHET, I.; HENNIS, Y. Degradation of plant pathogenic fungi by *Trichoderma harzianum*. **Canadian Journal of Microbiology**, v.28, p.719-725, 1982.
- FAO: FAOSTAT Database Collections. <http://apps.org/cgi-bin/nph-dp.pl>. Agricultural Production, 2000.
- FELIZARDO, M.C.; MACHADO, J.C. Estudos sobre a patogenicidade de *Sclerotinia sclerotiorum* ao Girassol (*H. annuus*). **Fitopatologia Brasileira**, v.14 (Supl.), p.139, 1989. (Resumo)
- FERRAZ, L.C.L. **Práticas culturais para o manejo de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em feijoeiro**. Piracicaba: Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, 2001. 154p. (Dissertação MS)

- FERRAZ, L.C.L.; CAFÉ FILHO, A.C., NASSER, L.C.B.; AZEVEDO, J.A. Effect of soil moisture, organic matter and grass mulching on the carpogenic germination of sclerotia and infection of bean by *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Pathology**, v.48, p.77-82, 1999.
- FOLEGATTI, M.V.; PAZ, V.P.S.; OLIVEIRA, A.S. Rendimento do feijoeiro irrigado submetido a diferentes lâminas de água com irrigação por sulco. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.3, p.281-285, 1999.
- HALL, R.; NASSER, L.C.B. Practice and precept in cultural management of bean diseases. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.18, p.176-185, 1996.
- HEARN, A.B. Cotton spacing experiments in Uganda. **Journal of Agricultural Science**, v.78, p.13-25, 1971.
- HOMECHIN, M. Plantas daninhas hospedeiras de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Fitopatologia Brasileira**, v.7, p.472, 1982. (Resumo)
- HOYTE, S. The role of adhering floral tissues in sclerotinia disease of kiwifruit. **New Zealand Plant Protection**, v.53, p.138-142, 2000.
- HUANG, H.C. Control of soilborne pathogens by mycoparasites: prospecta and constrains. In: **The biological control of plant diseases**. FFTC: Food & Fertilizer Technology Center, Book Series 42, 1991. p.130-141.
- HUANG, H.C.; KEMP, G.A. Growth habitat of dry beans (*Phaseolus vulgaris*) and incidence of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*). **Plant Protection Bulletin**, v.31, p.304-309, 1989.
- KLEIN, D.; EVERLEIGH, D.E. Ecology of Trichoderma. In: KUBICEK, C.P.; HARMAN, G.E. (Eds.). **Trichoderma & Gliocladium** - enzymes, biological control and commercial applications. Vol. 2. London: Taylor & Francis Ltd., 1998. pp.57-74.
- KUBICEK, C.P.; HARMAN, G.E. (Eds.). **Trichoderma & Gliocladium** - enzymes, biological control and commercial applications. Vol. 2. London: Taylor & Francis Ltd., 1998. pp.57-74.

- LOPES, C.A.; SILVA, W.L.C.; PEREIRA, W.; FONTES, R.R. Podridão-de-esclerotinia em tomateiro industrial sob diferentes sucessões de culturas em pivô central. **Fitopatologia Brasileira**, v.20 (Supl.), p.334, 1995. (Resumo)
- MACAGNAN, D. **Seleção de procariotas residentes de filoplano de cacauero (*Theobroma cacao* L.) para o biocontrole da vassoura-de-bruxa (*Crinipellis perniciosa*)**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2001. 57p. (Tese MS)
- MATHERON, M. E.; PORCHAS, M. Activity of boscalid, fenhexamid, fluazinam, fluodioxonil, and vinclozolin on growth of *Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum* and development of lettuce drop. **Plant Disease**, v.88, p.665-668, 2004.
- MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. Agentes microbianos de controle de fungos fitopatogênicos. **Controle Biológico**, v.1, p.17-60, 1998.
- MENEZES, J.R. Controle integrado de doenças em culturas irrigadas por pivô central. **Fitopatologia Brasileira**, v.20 (Supl.), p.270- 271, 1995 (Resumo)
- MENEZES, J.R.; MOHAN, S.K.; BIANCHINI, A.; SOUZA, G.L. Qualidade fitossanitária de sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*) no estado do Paraná. **Fitopatologia Brasileira**, v.6, p.497-508, 1981.
- MIKLAS, P.N.; GRAFTON, K.F. Inheritance of partial resistance to white mold in inbred populations of dry bean. **Crop Science**, v.32, p.943-948, 1992.
- MOMOL, T.; MAROIS, J.; PERNEZNY, K.; OLSON, S. Integrated disease management for vegetable crops in Florida. Florida: University of Florida, 2001. IFAS EXTENSION.
- NAPOLEÃO, R. L. **Efeito do sistema de plantio, da irrigação e do espaçamento sobre o mofo-branco do feijoeiro, causado por *Sclerotinia sclerotiorum***. Brasília: Universidade de Brasília, 2001. 72p. (Tese DS)
- NASSER, L.C.B.; ANJOS, J.R.N. Constatação de *Sclerotinia sclerotiorum* atacando o feijoeiro sob condições de irrigação por aspersão na região de São Gotardo-M.G. **Fitopatologia Brasileira**, v.10, p.222, 1985. (Resumo)

- NASSER, L.C.B.; RESCK, D.V.; CHARCHAR, M.J.D'A. Soil management, crop sequence and plant diseases in the cerrado region of Brazil. In: INTERNACIONAL WORKSHOP ON CONSERVATION TILLAGE SYSTEMS. Passo Fundo, 1990. **Proceedings...** Passo Fundo, 1990. p.190-203.
- NATTI, J.J. Epidemiology and control of bean white mold. **Phytopathology**, v.61, p.669-674, 1971.
- OLIVEIRA, S.H.F. **Controle químico de *Sclerotinia sclerotiorum* em feijoeiro: ação "in vitro" sobre o ciclo de vida, ação preventiva e curativa em condições controladas, eficiência e modo de aplicação em campo.** Piracicaba: Escola Superior de Agricultura. "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, 1998. 74p. (Tese DS)
- OZBAY, N.; NEWMAN, S. Biological control whit *Trichoderma* spp. with emphasis on *T. harzianum*. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v.7, p.478-484, 2004.
- PARK, S.J. Response of bush and upright plant type selections to white mold and seed yield of commom beans grown in various row widts in sorthern Ontario. **Canadian Journal of Plant Science**, v.73, p.265-272, 1993.
- PAULA JÚNIOR, T.J.; ZAMBOLIM, L. Doenças. In: VIEIRA, C.; PAULA JUNIOR, T.J.; BORÉM, A. **Feijão: Aspectos gerais e cultura no Estado de Minas.** Viçosa: Ed. UFV, 1998. pp.375-433.
- PAULA JÚNIOR, T.J.; VIEIRA, R.F.; ZAMBOLIM, L. Manejo integrado de doenças de feiojeiro em plantio direto. In: ZAMBOLIM, L.; SILVA, A.A.; AGNES, E.L. **Integração agricultura-pecuára.** Viçosa: UFV, 2004. pp.11-44.
- PEREIRA, J.C.R. **Supressão de patógenos habitantes do solo.** Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 1995. (Tese DS)
- PEREIRA, J.C.R.; CHAVES, G.M.; ZAMBOLIM, L.; MATSUOKA, K.; SILVA-ACUÑA, R.; VALE, F.X.R. Integrated control of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Fitopatologia Brasileira**, v.21, p.254-260, 1996.

- PHILLIPS, A.J.L. Influence of fluctuating temperatures and interrupted periods of plant surface wetness on infection of bean leaves by ascospores of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Annual Applied of Biology**, v.124, p.413-427, 1994.
- PURDY, L.H. *Sclerotinia sclerotiorum*: history, diseases and symptomatology, host range, geographic distribution and impact. **Phytopathology**, v.69, p.875-880, 1979.
- PURDY, L.H.; POHRONEZNY, L. *Sclerotinia* diseases of vegetable and field crops in Florida. **University of Florida**, v.69, p.1-3, 1994.
- REZENDE, L.O.C.; CAMPACCI, C.A.; PESSAMA, B.M.R.; HORINO, H. Controle de *Sclerotinia sclerotiorum* de feijão-vagem. **O Biológico**, v.35, p.136, 1969.
- RODRIGUES, O.L.; VIEIRA, R.F. Ganhos em produtividade com o uso de fungicida em cultivares/linhagens de feijão com diferentes reações a doenças. In: CONGRESSO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 7, Viçosa, 2002. **Resumos...** Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2002. p.841-844.
- SAINDON, G; HUANG, H.C; KOZUB, G.C; MUNDEL, H.H.; KEMP, G.A. Incidente of white mold and yield of upright bean grown in different planting patterns. **Journal of Phytopathology**, v.137, p.118-124, 1993.
- SANTOS, A.F.; ATHÁIDE, J.F. Incidência de *Sclerotinia sclerotiorum* em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) na região serrana do Estado do Espírito Santo. **Revista Ceres**, v.30, p.242-244, 1983.
- SANTOS, A.F.; DHINGRA, O.D. Pathogenicity of *Gliocladium* on the sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Fitopatologia Brasileira**, v.14, p.198-200, 1989.
- SCHWARTZ, H.F.; STEADMAN, J.R. Factors affecting sclerotium populations of, and apothecium production by, *Sclerotinia sclerotiorum*. **Phytopathology**, v.68, p.383-388, 1978.
- SCHWARTZ, H.F.; STEADMAN, J.R. White mold. In: SCHWARTZ, H.F.; PASTOR-CORRALES. **Bean production problems in the tropics**. 2.ed. Cali: CIAT, 1989. p.211-230.
- STEADMAN, J.R. Control of plant diseases caused by *Sclerotinia* species. **Phytopathology**, v.69, p.904-907, 1979.

- STEADMAN, J.R. White mold, a serious yield-limiting disease of bean. **Plant Disease**, v.67, p.346-350, 1983.
- STONE, L.F.; MOREIRA, J.A.A. Resposta do feijoeiro ao nitrogênio em cobertura, sob diferentes lâminas de irrigação e preparo do solo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.36, p.473-481, 2001.
- TOMLIN, C. **The Pesticide Manual**. Surrey: British Crop Protection Council. 1994.
- TU, J.C. An integrated control of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*) of beans, with emphasis on recent advances in biological control. **Botanical Bulletin of Academia Sinica**, v.38, p.73-76, 1997.
- TU, J.C. Epidemiology of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*) in Navy bean. **Medicai Facu. Landbouww Rijksuniversit Gent**, v.52, p.787-796, 1987.
- TU, J.C. Management of white mold of white beans in Ontario. **Plant Disease**, v.73, p.281-285, 1989a.
- TU, J.C. Modus of primary infection caused by *Sclerotinia sclerotiorum* in navy bean. **Microbios**, v.57, p.85-91, 1989b.
- TWENGSTROM, E.; KÖPMANS, E.; SIGVALD, R.; SVENSSON, C. Influence of different irrigation regimes on carpogenic germination of sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Journal of Phytopathology**, v.146, p.487-493, 1998.
- VIEIRA, R.F., PAULA JÚNIOR, T.J. Application of fungicides with watering-cans simulating chemigation for white mold control in dry beans. **Bean Improvement Cooperative Annual Report**, v.41, p.175-176, 1998.
- VIEIRA, R.F., PAULA JÚNIOR, T.J., CASTRO, M.C.S.; SANTOS, C.M. Application of benomyl and fluazinan through irrigation water for white mold control in dry beans. **Fitopatologia Brasileira**, v.24, p.340-341, 1999.
- VIEIRA, R.F., PAULA JÚNIOR, T.J.; PERES, A.P.; MACHADO, J.C. Fungicidas aplicados via água de irrigação no controle do mofo-branco no feijoeiro e incidência do patógeno na semente. **Fitopatologia Brasileira**, v.26, p.770-773, 2001a.

- VIEIRA, R.F., PINTO, C.M.F., MIZUBUTI, E.S.G. Plant densities and fungicide effects on the intensity of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*) of dry beans. In: INTERNATIONAL SCLEROTINIA WORKSHOP, 11, York, UK, 2001b, p.109-110.
- VIEIRA, R.F., PINTO, C.M.F., MIZUBUTI, E.S.G., RODRIGUES, O.L. White mold control of common beans reducing plant density. **Fitopatologia Brasileira**, v.26 (Supl.), p.447, 2001c. (Resumo)
- VIEIRA, R.F., PINTO, C.M.F.; PAULA JÚNIOR, T.J. Chemigation with benomyl and fluazinam their fungicidal effects in soil for White mold control on dry beans. **Fitopatologia Brasileira**, v.28, p.245 -250, 2003.
- WEISS, A.; HIPPS, L.E.; BLAD, B.L.; STEADMAN, J.R. Comparison of within-canopy microclimate and white mold disease (*Sclerotinia sclerotiorum*) development in dry edible beans as influenced by canopy structure and irrigation. **Agricultural Meteorology**, v.22, p.11-21, 1980a.
- WEISS, A.; KERR, E.D.; STEADMAN, J.R. Temperature and moisture influences on development of white mold disease (*Sclerotinia sclerotiorum*) on great northern beans. **Plant Disease**, v.64, p.757-759, 1980b.
- WHIPPS, J.M.; BUDGE, S.P. Screening for sclerotia mycoparasites of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Mycological Research**, v.94, p.607-612, 1990.
- YOKOYAMA, L.P.; BANNO, K.; KLUTHCOUSKI, J. Aspectos socio-econômicos da cultura. In: ARAUJO, R.S.; RAVA, C.A.; STONE, L.F.; ZIMMERMAN, M.J.O. **Cultura do feijoeiro comum no Brasil**. Piracicaba: Potafos, 1996, p.1-22.
- ZHOU, T.; BOLAND, G.J. Biological control strategies for *Sclerotinia* diseases. In: BOLAND, G.J.; KUYKENDALL, L.D. **Plant-microbe interactions and biological control**. New York: Marcel Dekker, 1998, p.127-156.
- ZHOU, T.; REELEDER, R.D. Colonization of bean flowers by *Epicoccum purpurearum*. **Phytopathology**, v.81, p.774-778, 1991.
- ZHOU, T.; REELEDER, R.D.; SPARACE, S.A. Interactions between *Sclerotinia sclerotiorum* and *Epicoccum purpurascens*. **Canadian Journal of Botany**, v.69, p.2503-2510, 1991.

APÊNDICE

TABELA 1 - Análises de variância dos Experimentos 1 e 2, para massa de escleródios, incidência de mofo-branco e índice de Mckinney.

TRATAMENTOS	QUADRADO MÉDIO					
	EXPERIMENTO 1			EXPERIMENTO 2		
	Massa de escleródios (g)	Incidência (%)	Índice de Mckinney (%)	Massa de escleródios (g)	Incidência (%)	Índice de Mckinney (%)
Freqüências de irrigação (FI)	0,12 ns	0,00 ns	599,04 ns	1,42 ns	77,52 ns	235,10 ns
Densidades de plantio (DP)	4,74 ns	32,95 ns	1305,73 ns	12,61 ns	9,19 ns	0,06 ns
Fungicida, <i>Trichoderma</i> spp. e testemunha (FTT)	67,27 **	171,96 *	1586,79 **	50,73 **	30,90 ns	1181,69 **
MI X DP	1,20 ns	0,14 ns	0,13 ns	14,69 ns	2,52 ns	35,07 ns
MI X FTT	0,41 ns	26,83 ns	24,14 ns	10,13 ns	53,65 ns	21,81 ns
DP X FTT	3,01 ns	34,27 ns	133,93 ns	7,32 ns	39,57 ns	55,71 ns
MI X DP X FTT	2,23 ns	19,98 ns	0,15 ns	3,06 ns	62,65 ns	120,64 ns

NOTA: ns, * e ** = não significativo, significativo a 1% e a 5% de probabilidade, respectivamente.

TABELA 2 - Análises de variância dos Experimentos 1 e 2 para estande final (em 6,5 m²), número de vagens com sementes/planta, número total de vagens/planta, número de sementes/vagem com sementes, número de sementes/total de vagens, massa de 100 sementes e produtividade de feijão.

TRATAMENTOS	QUADRADO MÉDIO - EXPERIMENTO 1						
	Estande final	Vagens com semente/planta	Total de vagens/planta	Sementes/vagens com sementes	Sementes/total de vagens	Massa de 100 sementes (g)	Produtividade (kg/ha)
Frequências de irrigação (FI)	15,19 ns	96,02 **	91,16 *	0,36 **	0,02 ns	0,17 ns	363.867,97 ns
Densidades de plantio (DP)	55.556,02 **	705,87 **	800,42 **	0,45 **	0,73 **	16,21 ns	121,35 ns
Fungicida, <i>Trichoderma</i> spp. e testemunha (FTT)	7,00 ns	125,13 **	85,04 **	0,77 ns	0,83 **	17,13 ns	2181639,20 **
MI X DP	256,68 ns	25,07 ns	19,11 ns	0,00 ns	0,06 ns	16,00 ns	57.728,45 ns
MI X FTT	27,00 ns	3,69 ns	2,60 ns	0,05 ns	0,07 ns	6,33 ns	21.401,37 ns
DP X FTT	236,33 ns	31,17 ns	35,21 ns	0,10 ns	0,17 ns	5,60 ns	126.810,50 ns
MI X DP X FTT	91,00 ns	10,22 ns	12,78 ns	0,04 ns	0,00 ns	10,10 ns	4.320,66 ns

QUADRADO MÉDIO - EXPERIMENTO 2							
Frequências de irrigação (FI)	875,52 ns	0,01 ns	0,33 ns	1,10 **	0,70 *	0,42 ns	10.681,68 ns
Densidades de plantio (DP)	32.396,02 **	181,66 **	254,24 **	0,46 *	0,12 ns	1,29 ns	77.090,37 ns
Fungicida, <i>Trichoderma</i> spp. e testemunha (FTT)	1097,31 ns	92,81 **	59,20 *	0,36 *	1,87 **	11,28 **	1.664.371,21 **
MI X DP	623,52 ns	17,35 ns	15,43 ns	0,37 ns	0,24 ns	1,34 ns	62.632 ns
MI X FTT	594,77 ns	2,78 ns	5,07 ns	0,12 ns	0,13 ns	1,04 ns	8.234,05 ns
DP X FTT	449,15 ns	0,40 ns	0,51 ns	0,25 ns	0,23 ns	1,59 ns	200.820,19 ns
MI X DP X FTT	377,27 ns	2,78 ns	5,23 ns	0,26 ns	0,17 ns	1,55 ns	33.001,95 ns

NOTA: ns, * e ** = não significativo, significativo a 1% e a 5% de probabilidade, respectivamente.