

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA**

JAIR LEÃO DA SILVA JÚNIOR

**INIBIÇÃO DO CRESCIMENTO MICELIAL DE *SCLEROTIUM*
CEPIVORUM COM O BIOFERTILIZANTE STUBBLE-AID EM DIFERENTES
CONCENTRAÇÕES**

**Uberlândia – MG
Outubro – 2007**

JAIR LEÃO DA SILVA JÚNIOR

**INIBIÇÃO DO CRESCIMENTO MICELIAL DE *SCLEROTIUM*
CEPIVORUM COM O BIOFERTILIZANTE STUBBLE-AID EM DIFERENTES
CONCENTRAÇÕES**

Trabalho de conclusão de curso
apresentado ao curso de Agronomia,
da Universidade Federal de
Uberlândia, para obtenção do grau de
Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Fernando César Juliatti

**Uberlândia – MG
Outubro – 2007**

JAIR LEÃO DA SILVA JÚNIOR

**INIBIÇÃO DO CRESCIMENTO MICELIAL DE *SCLEROTIUM*
CEPIVORUM COM O BIOFERTILIZANTE STUBBLE-AID EM DIFERENTES
CONCENTRAÇÕES**

Trabalho de conclusão de curso
apresentado ao curso de Agronomia,
da Universidade Federal de
Uberlândia, para obtenção do grau de
Engenheiro Agrônomo.

Aprovado pela Banca Examinadora em 22 de Outubro de 2007.

Prof. Dr. Fernando César Juliatti
(Orientador)

Eng. Agr. M.Sc. Juliana Araújo Santos Martins
(Membro da Banca)

Eng. Agrônomo Riccely Ávila Garcia
(Membro da Banca)

DEDICATÓRIA

À todos aqueles que lutaram para que eu conseguisse seguir na estrada da vida e completar a minha graduação, me ensinando que as maiores virtudes de um homem são a humildade e a honestidade.

Em especial àqueles que fisicamente não estão presentes, mas em espírito sempre me acompanham, meus avós: José Machado e Maria Jesuína; Adjar Leão e Cândida Leão.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por ter me carregado nos braços por várias vezes, nos dias em que as dificuldades e tristezas superavam à força de vontade e alegria no coração.

Aos meus pais que tanto amo, Jair Leão da Silva e Marina Veloso Leão que nunca pouparam esforços para que eu conseguisse chegar onde estou. Tirando da terra o nosso sustento e trabalhando para que nada me faltasse.

A minha irmã Katyúscya Veloso Leão, por estar sempre disposta a me ajudar e ser a minha maior incentivadora para conseguir estar em uma Universidade Federal.

A minha namorada Monice Vieira, pelo amor, carinho e compreensão nesses quase três anos que estamos juntos, os quais foram compartilhados com muita felicidade.

A todos os meus tios, especialmente o meu tio Adjar e minha tia Terezinha que estão sempre prontos a me auxiliar nos momentos de dificuldade.

Aos meus primos Danilo, Laurides, Meiriely, Leonardo e Lara pela amizade e compreensão.

Aos meus amigos e irmãos de Rio Verde Leandro, Neto e Lúcio que sempre torceram para que esse dia chegasse.

A minha nova família, os meus amigos Flávio, Eudes, Rodrigo, André, Leandro e Paulo e as minhas amigas Jacqueline, Anakely e Josielle, pelos momentos de felicidade, superação e companheirismo que passamos durante esses cinco anos.

A todos os amigos da 35ª Turma de Agronomia, pelos momentos de alegria que vivemos no decorrer de todo o curso.

Aos técnicos dos Laboratórios de Fitopatologia e Nematologia, Roberto e Aires Ney pela paciência e sabedoria que me transmitiram.

A todos que fazem parte da Coordenação e Diretoria do curso de Agronomia, em especial Josy, Joana, Marly, Auxiliadora e Júlio.

A todos os professores que contribuíram para a minha formação acadêmica, em especial a professora Dra. Maria Amélia dos Santos e o professor Paulo Bernardes, pela amizade e conhecimento transmitido.

Ao meu orientador, Dr. Fernando César Juliatti, que sempre me auxiliou, me ensinando e chamando a atenção nos momentos em que isso se fazia necessário. Por ter sido companheiro e amigo.

RESUMO

A cultura do alho destaca-se entre as hortaliças, sendo cultivada no Brasil e em outros países. Uma ampla quantidade de fungos fitopatogênicos são considerados limitantes na produção da cultura, destacando-se a podridão-branca, cujo agente causal é o fungo *Sclerotium cepivorum*. Este trabalho teve como objetivo avaliar concentrações crescentes do biofertilizante Stubble-Aid, comparando-o com fungicida fluazinan na inibição do crescimento micelial *in vitro* do patógeno. O ensaio foi conduzido no Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas - LAMIP pertencente à Universidade Federal de Uberlândia. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, com 7 tratamentos e 5 repetições. Os tratamentos foram: Testemunha; Fluazinan (10 ppm); Stubble-Aid (1000 ppm); Stubble-Aid (2000 ppm); Stubble-Aid (3000 ppm); Stubble-Aid (4000 ppm); Stubble-Aid (5000 ppm). As avaliações foram iniciadas 48 horas após a incubação com medições diárias (cm) até o 5º dia. As variáveis analisadas foram: inibição do crescimento micelial do fungo e AACPCM (área abaixo da curva do progresso do crescimento micelial). Realizou-se a análise de variância e se aplicou o teste de tukey a 5% de probabilidade para comparação entre as médias. Os tratamentos que inibiram completamente o crescimento micelial do fungo foram fluazinan (10 ppm) e Stubble-Aid na concentração de 5000 ppm.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	07
2 REVISÃO DE LITERATURA	09
2.1 Biologia do fungo <i>Sclerotium cepivorum</i>	09
2.2 Controle da Podridão-Branca	10
2.3 Controle de doenças de plantas com Biofertilizantes.....	11
2.4 Biofertilizante Stubble-Aid	12
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	13
3.1 Localização do ensaio.....	13
3.2 Preparação das placas	13
3.3 Delineamento experimental e Produtos utilizados	13
3.4 Locação das placas e avaliações	14
3.5 Análise estatística	14
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	16
4.1 Inibição do crescimento micelial	16
4.2 Dados da Área Abaixo da Curva de Progresso do Crescimento Micelial (AACPCM) ..	17
5 CONCLUSÕES	19
REFERÊNCIAS	20

1 INTRODUÇÃO

O alho é a quarta hortaliça em importância econômica no Brasil e uma das mais importantes socialmente, por ser cultivada, predominantemente, por pequenos produtores (MAROUELLI et al., 2002).

No Brasil, a podridão-branca do alho, causada por *Sclerotium cepivorum*, é de ocorrência generalizada nos Estados de São Paulo, Rio Grande do Sul e Minas Gerais. Neste último, principalmente, em alguns municípios da Região Sul, têm ocorrido perdas de até 100% da cultura, face às altas infestações do solo por escleródios. Em muitos casos tem levado ao abandono das áreas de plantio (KIMATI, 1980; JACCOUD et al., 1985).

O alho (*Allium sativum*) é uma cultura de inverno no centro-oeste de Minas Gerais com grande importância sócio-econômica. Entretanto, o monocultivo associado à utilização de sementes de baixa qualidade permitiram que as áreas de plantio de alho fossem contaminadas por *Sclerotium cepivorum*, agente causal da podridão branca (DIAS et al. 2004). Esta doença tem sido encontrada em países da Europa, Oceania, África e América ocasionando perdas consideráveis nos cultivos de alho (VILLAR et al. 1990).

São citados como associados aos bulbilhos os fungos *Alternaria porri*, *Puccinia allii*, *Fusarium spp.*, *Sclerotium cepivorum*, *Peronospora destructor*, *Pyrenochaeta terrestris*, *Stemphylium botryosum*, *Penicillium spp.*, *Aspergillus niger* e *Sclerotium rolfsii*. As bactérias *Erwinia carotovora* e *Pseudomonas alliicola*, o nematóide *Ditylenchus dipsaci* e o vírus do mosaico do alho são outros patógenos relacionados como associados aos bulbilhos (SINIGAGLIA; RAMOS, 1983; KIMATI, 1980).

Esta doença pode afetar as plantas em qualquer estágio de desenvolvimento e se intensifica conforme o desenvolvimento do sistema radicular. Os sintomas usualmente são notados aos 60 dias depois do plantio e diferem de acordo com o estado de desenvolvimento da planta e a duração das condições favoráveis no solo, principalmente a temperatura. (CROWE, 1995).

O principal propágulo do fungo são os escleródios que podem permanecer no solo por mais de 20 anos, mesmo na ausência de plantas hospedeiras (COLEY-SMITH et al., 1990). A população de escleródios necessários para provocar elevada incidência de podridão-branca é normalmente pequena. No Brasil, trabalhando em áreas com populações de 0,01 a 3,1 escleródios por grama de solo seco, verificaram que a proporção cumulativa de incidência da doença aproximou-se de 1,0 no final do ciclo da cultura (RESENDE; ZAMBOLIM, 1987).

O combate deste tipo de doença é difícil e as estratégias utilizadas atualmente são pouco efetivas (COLEY-SMITH,1990). A possibilidade do controle biológico para o manejo da podridão branca tem sido investigada desde 1969 por Ghaffar (citado por KAY e STUWART, 1994) e estão sendo identificados tanto fungos como bactérias com potencial de controle.

O presente trabalho objetivou avaliar diferentes concentrações do biofertilizante Stubble-Aid comparando-o com fungicida fluazinan na inibição do crescimento micelial *in vitro* de *Sclerotium cepivorum*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Biologia do fungo *Sclerotium cepivorum*

Sclerotium cepivorum é um patógeno específico do gênero *Allium*; entre as principais espécies que são infectadas se encontram a cebola (*Allium cepa* L.) e o alho (*Allium sativum* L) (CHUPP; SHERF, 1960; WALKER, 1969; GALLI et al., 1980).

Sclerotium cepivorum é um fungo imperfeito pertencente à ordem Mycelia Sterilia (GALLI et al., 1980), descrito na Inglaterra por Berkeley em 1841 (ROMERO, 1993). Onde a maioria das literaturas indica que não há fase teliomórfica conhecida. Segundo Weber (1973), o fungo *Stromatinia cepivorum* é encontrado no estado de ascóspora.. Se reproduz através da produção de grande quantidade de pequenos escleródios que funcionam como propágulos e inóculo (CROWE, 1995).

Os escleródios são massas compactas de hifas que podem ou não conter tecido do hospedeiro, apresentam uma cobertura escura e capaz de sobreviver abaixo de condições desfavoráveis (AGRIOS, 1996).

Os escleródios representam o inóculo primário para o desenvolvimento dessa doença, estes podem permanecer viáveis de 10 a 20 anos em condições de campo e sem necessidade de hospedeiro. De acordo com Coley Smith (1979) e Coley Smith et al. (1990) a porcentagem de sobrevivência se mantém acima de 92% e a viabilidade pode chegar em 96% entre os 5 e 10 anos quando enterrados, se o período de enterrio aumenta de 15 a 20 anos as porcentagens de viabilidade oscilam entre 72 e 96% dependendo da profundidade.

Uma vez que o escleródio germina, penetra nas raízes por meio de um apressório, depois cresce intra e intercelularmente entre as células parenquimáticas, o tecido cortical se desintegra e logo o tecido vascular é invadido e destruído (METCALF; WILSON, 1999).

De acordo com Crowe (1995), o micélio se propaga planta a planta pelo contato das raízes infectadas com as sadias, que se encontram a uma distância de 1 a 2 cm. Alguns poucos escleródios podem ser formados nas raízes, no entanto, a maioria é formada na base do bulbo uma vez que o fungo consegue invadir e desenvolver nessa região.

Apesar dos escleródios serem unidades distintas e de mesmo formato, a quantificação destes no solo não é fácil. Isto porque a população de *Sclerotium cepivorum* no solo é relativamente baixa e, ao cultivá-lo em meio de cultura artificial, seu crescimento é muitas vezes inibido por organismos saprófitos (SCOTT, 1956; COLEY-SMITH, 1990).

Massola Jr. et al. (2005), relatam que embora possa ocorrer à morte das plântulas e perdas durante o armazenamento, o sintoma da doença manifesta-se principalmente no campo, onde é observada geralmente em reboleiras, com plantas subdesenvolvidas, mostrando amarelecimento e morte de folhas mais velhas, seguidos por murcha e apodrecimento dos bulbos. Na planta doente observa-se junto ao solo e sobre os bulbos, sob condições de alta umidade, crescimento micelial esbranquiçado (podridão-branca). As raízes também sofrem apodrecimento e as plantas são facilmente arrancadas do solo.

Temperaturas do solo entre 10 e 20 °C favorecem a infecção e rápido desenvolvimento da doença, que é mais severa em baixadas úmidas e em locais com excesso de irrigação (MASSOLA Jr., 2005)

2.2 Controle da Podridão-Branca

As primeiras tentativas para o controle da podridão branca datam aproximadamente no ano de 1920, em primeira instância experimentou-se práticas de controle cultural como rotação de cultura e exclusão de material contaminado; porém conforme a infestação fazia-se mas intensa e amplamente distribuída, essas medidas foram cada vez menos eficazes, iniciando-se assim o uso de fungicidas químicos (LOCKE, 1968).

A rotação de culturas, o emprego de variedades resistentes ou fungicidas são os principais métodos de controle de patógeno do sistema radicular (COLEY-SMITH, 1990). No caso da podridão-branca, a capacidade de sobrevivência dos escleródios, praticamente inviabiliza a rotação de culturas como método de controle. Por outro lado, variedades de alho resistentes a esta doença, até o momento, não são conhecidas. O controle químico tem sido muito questionado, pois além de agredir o meio ambiente, os fungicidas mais recomendados têm apresentado perda gradativa de eficiência, provavelmente pelo desenvolvimento de isolados resistentes ou degradação pela microflora do solo (CROWE et al., 1980; UTKHEDE; RAHE, 1983; RESENDE; ZAMBOLIM, 1986; COLEY-SMITH, 1990).

O modo mais racional de controlar esta doença envolve a escolha de locais para plantio que não estejam infectados e de épocas e locais menos favoráveis ao desenvolvimento da doença. Rotação de culturas e uso de cultivares resistentes são pouco viáveis, devido às características da doença e ao fato de não se conhecer nenhuma espécie de *Allium* resistente (MASSOLA Jr. et al., 2005).

Alguns fungicidas têm sido utilizados no controle da doença, como as dicarboximidas, iprodione, vinclozolin e procymidone, que se mostraram eficientes no tratamento de bulbos e bulbilhos antes do plantio. Outros fungicidas, como difeconazole, tebuconazole e fluazinan, eficientes no controle de outros patógenos formadores de escleródios, mostram-se promissores para o controle de *Sclerotium cepivorum* (MASSOLA Jr. et al., 2005).

O controle biológico, para esse tipo de doença, está direcionado a diminuir a densidade de inóculo mediante antagonistas que destruam os escleródios e em alguns casos que evitem sua formação (COOK, 1979).

De acordo com Utkhede e Rahe (1983), estudou-se 4 isolados da bactéria *Bacillus subtilis* como agente de controle biológico e demonstraram que este apresenta um alto grau de estabilidade na formação da zona de inibição *in vitro*, o que indica que a bactéria é um antagonista potencial.

2.3 Controle de doenças de plantas com Biofertilizantes

Os biofertilizantes apresentam potencial para o controle de doenças de plantas e podem agir através de: antibiose (pela presença de antibióticos em sua composição); competição (presença da comunidade microbiana); indução de resistência (tanto microbiana como pelos compostos químicos presentes) e ação direta ou indireta do fornecimento de nutrientes às plantas (BETTIOL et al., 1998).

Uma das principais características do biofertilizante é a presença de organismos responsáveis pela decomposição de matéria orgânica, produção de gás e liberação de metabólitos, entre eles, antibióticos e hormônios (BETTIOL et al., 1998). De acordo com Castro et al. (1992) foram isolados de um biofertilizante várias leveduras e bactérias, destacando-se *Bacillus spp.*, um reconhecido produtor de antibióticos. Assim, quanto mais ativa e mais diversificada a matéria-prima, maior é a possibilidade de liberação de diferentes substâncias orgânicas.

Para o controle de doenças de plantas, é importante a presença dos metabólitos produzidos pelos organismos presentes no biofertilizante e os próprios organismos vivos (BETTIOL et al., 1998).

2.4 Biofertilizante Stubble-Aid

É um produto a base de enzimas responsáveis pela quebra das cadeias de moléculas complexas como a celulose, hemicelulose auxiliando o ataque dos microorganismos e promovendo uma mineralização mais rápida da matéria orgânica, produção de vitaminas, aminoácidos, ácidos orgânicos, compostos fenólicos e promotores de crescimento. É um produto composto de enzimas (Celulase, Xylanase e Hemicelulase) e minerais (Cobre-2,5%, Ferro-2%, Manganês-1% e Zinco-4%) (IMPROCROP, 2007).

A utilização de substâncias provenientes de fermentação e microorganismos benéficos presentes em Stubble-Aid e Compost-Aid® têm como objetivo criar condições de competição por espaço entre microorganismos benéficos e patogênicos como *Rhizoctonia*, *Fusarium* e *Erwinia*, o que tem se mostrado muito eficiente em diferentes condições. Desenvolveu-se uma modalidade de uso para as condições brasileiras, que é uma aplicação direta no sulco ou via irrigação (pivô central ou gotejo) resultando na redução do ataque de fungos do solo, com destaque para menor incidência de *Rhizoctonia* nas culturas de batata e tomate (ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DA BATATA - ABBA, 2007).

Uma outra situação com resultados positivos é a menor incidência de *Erwinia carotovora* no cultivo do tomate (“talo oco”) e batata (“canela preta”) como resultado desse tratamento biológico que promove uma competição entre os microorganismos e vai resultar na supressão do ataque da doença (ABBA, 2007).

A “canela-preta” (*Erwinia carotovora*) é um dos maiores problemas dos bataticultores, principalmente no período de verão, causando perdas de até 50%. Num contexto onde o controle químico eleva expressivamente os custos de produção e muitas vezes não atinge o nível de controle esperado, o controle biológico é visto como alternativa promissora, atendendo-se ao manejo preventivo das doenças da batata. Tem-se observado que a aplicação alternada de Stubble-Aid (1,5 L.ha⁻¹) + Agro-Mos® (1,5 L.ha⁻¹) a partir dos 40 dias após emergência, traz resultados surpreendentes no manejo de doenças da batata em diversas regiões brasileiras, ganhando-se em produtividade e na redução de custos (ABBA, 2007).

Em relação à cultura do alho e a podridão branca causada por *Sclerotium cepivorum* não existem informações sobre o uso e o desempenho do biofertilizante Stubble-Aid. Urge, portanto, estudar o produto nas condições e/ou patógenos da cultura.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Localização do ensaio

O experimento foi conduzido, no Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas - LAMIP da Universidade Federal de Uberlândia. O isolado do fungo utilizado foi obtido de plantas de alho pertencente à Micoteca do LAMIP – UFU.

3.2 Preparação das placas

O isolado foi multiplicado a partir de escleródios em placas de Petri contendo o meio batata-dextrose-ágar (BDA). Discos de 0,6 cm de diâmetro de colônias puras cultivadas em BDA à temperatura de 22 a 25°C por 15 dias foram transferidos para placas de Petri com BDA + a concentração do produto testado.

O fungicida foi diluído em água destilada e esterilizada em uma concentração de 10 ppm do produto comercial e incorporado ao meio BDA. O biofertilizante Stubble-Aid foi incorporado diretamente ao meio BDA nas concentrações de 1000, 2000, 3000, 4000 e 5000 ppm. Posteriormente a esse procedimento o meio BDA, que estava armazenado em um Erlenmeyer, de cada tratamento foi vertido na dose de 20 mL/placa de Petri, de maneira uniforme em cinco repetições.

3.3 Delineamento experimental e Produtos utilizados

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC), com 7 tratamentos e 5 repetições. Os tratamentos foram compostos por um fungicida químico (Fluazinan), o biofertilizante (Stubble- Aid) em doses crescentes de 1000 a 5000 ppm e uma Testemunha contendo apenas meio BDA. A Tabela 1 demonstra os tratamentos e as concentrações dos produtos utilizadas.

Tabela1. Descrição dos tratamentos com suas respectivas concentrações. UFU, Uberlândia, 2007.

Tratamentos	Concentração Utilizada
1 - Testemunha	-
2 - Fluazinan	10 ppm
3 - Stubble-Aid	1000 ppm
4 - Stubble-Aid	2000 ppm
5 - Stubble-Aid	3000 ppm
6 - Stubble-Aid	4000 ppm
7 - Stubble-Aid	5000 ppm

3.4 Locação das placas e avaliações

As placas foram colocadas em câmara de incubação com temperatura entre 22 a 25°C e fotoperíodo de 12 horas.

As avaliações foram realizadas diariamente às 16 horas até que o desenvolvimento micelial do fungo *Sclerotium cepivorum* da Testemunha colonizasse todo perímetro interno das placas de Petri de cada repetição. As avaliações consistiram em medições do diâmetro das colônias (média de duas medidas diametralmente opostas) iniciadas após 48 horas de incubação, perdurando até o 5º dia (120 horas) após a introdução do fungo (discos de 0,6 cm) no meio de cultura, no centro de cada placa.

3.5 Análise estatística

A evolução do crescimento micelial do fungo foi estimada através da área abaixo da curva de progresso do crescimento micelial (AACPCM), que foi calculada a partir da curva de progresso do crescimento do patógeno obtidos em cada avaliação. Utilizou-se a fórmula de Shaner e Finley (1977):

$AACPD = \sum_{i=1}^{n-1} [(Y_i + Y_{i+1})/2 \times (T_{i+1} - T_i)]$, onde:

Y_i = Proporção da doença na i -ésima observação;

T_i = tempo (dias) na i -ésima observação e;

N = número total de observações.

O software AVACPD da UFV (Universidade Federal de Viçosa) foi utilizado para obtenção dos dados de AACPCM. Todos os dados obtidos foram analisados estatisticamente através da análise de variância, ao nível de 5% de significância, pelo teste de F. As comparações das médias foram feitas pelo teste de Tukey, utilizando o software Sisvar, desenvolvido pela Universidade Federal de Lavras (FERREIRA, 2006).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Inibição do crescimento micelial

De acordo com a análise de variância da inibição do crescimento micelial houve diferença significativa entre os tratamentos pelo teste de F, a 5% de significância (Tabela 2).

Tabela 2. Análise de variância da inibição do crescimento micelial. UFU, Uberlândia, 2007.

FONTES DE VARIAÇÃO	GRAU DE LIBERDADE	QUADRADO MÉDIO
Tratamentos	6	1,7633*
Repetições	4	0,0133
Resíduo	24	0,0184
Coeficiente de variância (%)		19,98

*Significativo pelo Teste de F a 5 % de significância.

Dentre os sete tratamentos realizados para a avaliação da inibição do crescimento micelial de *Sclerotium cepivorum*, os que apresentaram melhores resultados foram: Fluazinan (10 ppm) e Stubble-Aid (5000 ppm), os quais promoveram controle de 100% do crescimento micelial do fungo (Figura 1).

Os tratamentos com Stubble-Aid (1000 e 2000 ppm) obtiveram melhores resultados do que a testemunha, porém, os tratamentos onde se utilizou Stubble-Aid nas concentrações de 3000 e 4000 ppm a inibição micelial foi superior aos tratamentos com as concentrações 1000 e 2000 ppm.

Conforme a Figura 1, fluazinan e Stubble-Aid (5000 ppm) manifestaram-se como os melhores tratamentos, demonstrando inibição do crescimento micelial do fungo.

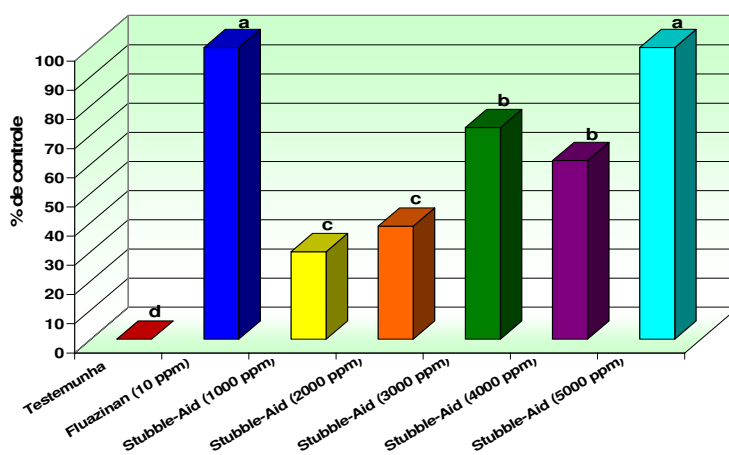


Figura 1. % de controle do crescimento micelial do fungo *Sclerotium cepivorum*

De acordo com a Figura 2, nota-se que o ajuste da equação de regressão ficou com o R^2 de 85 %. Stubble-Aid (5000 ppm) comparando com as demais doses do produto utilizadas manifestou-se como o melhor tratamento, demonstrando total inibição do crescimento micelial do fungo nesta concentração.

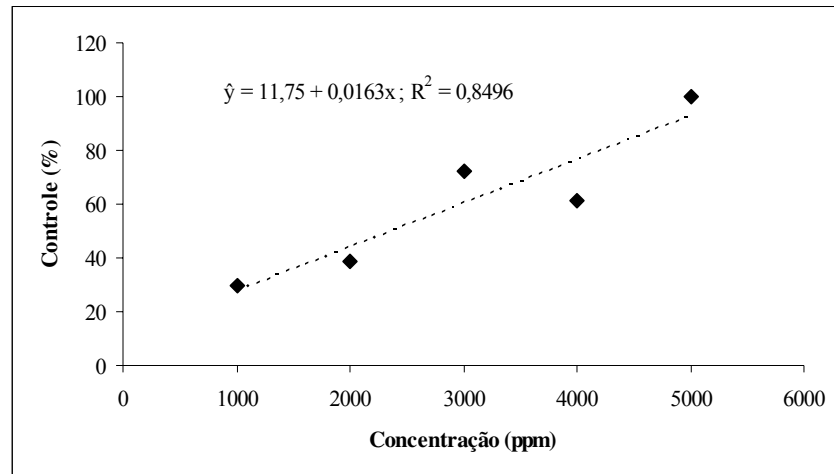


Figura 2. Relação entre concentração crescente de Stubble – Aid e inibição do crescimento micelial de *Sclerotium cepivorum*.

4.2 Dados da Área Abaixo da Curva de Progresso do Crescimento Micelial (AACPCM)

Por meio das análises de variância, verificou – se que houve influência significativa pelo teste de F a 5% (Tabela 3).

Tabela 3. Análise de variância para área abaixo da curva do progresso do crescimento micelial, para o fungo *Sclerotium cepivorum* (AACPD), UFU, Uberlândia, 2007.

FONTES DE VARIAÇÃO	GRAU DE LIBERDADE	QUADRADO MÉDIO
Tratamentos	6	19195511,98 *
Blocos	4	171267,61
Resíduo	24	188454,65
Coeficiente de variância (%)		21,17

* Significativo pelo Teste de F a 5 % de significância.

A maior média de AACPCM foi observada na Testemunha (Tratamento 1) não havendo nenhuma inibição do crescimento micelial do fungo *Sclerotium cepivorum*. Nos tratamentos onde se utilizou o biofertilizante Stubble-Aid nas concentrações 1000, 2000, 3000

e 4000 ppm a média de AACPCM declinou-se de acordo com o aumento das doses. Estes resultados demonstram o potencial de inibição do crescimento micelial do fungo pelo biofertilizante.

Os tratamentos com Stubble-Aid na concentração de 5000 ppm e o fungicida fluazinan obtiveram os melhores resultados, inibindo completamente o crescimento micelial do fungo, obtendo assim valores médios de AACPCM iguais zero (Tabela 4).

Tabela 4. Médias da Área Abaixo da Curva de Progresso do Crescimento Micelial (AACPCM), para o fungo *Sclerotium cepivorum*, UFU, Uberlândia, 2007.

Tratamentos	Concentração Utilizada	Médias AACPD
1 - Testemunha	-	5459,2 a
2 -Fluazinan	10 ppm	0 d
3 - Stubble-Aid	1000 ppm	3258,2 b
4 - Stubble-Aid	2000 ppm	2820,6 b
5 - Stubble-Aid	3000 ppm	1151,4 c
6 - Stubble-Aid	4000 ppm	1668,0 c
7 - Stubble-Aid	5000 ppm	0 d

5 CONCLUSÕES

Os tratamentos utilizando o fungicida fluazinan e o biofertilizante Stubble-Aid na concentração de 5000 ppm, inibiram completamente o crescimento micelial do fungo *Sclerotium cepivorum*.

O biofertilizante Stubble-Aid utilizado nas concentrações de 1000, 2000, 3000 e 4000 ppm, reduziram parcialmente o crescimento micelial do fungo *Sclerotium cepivorum*.

REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G. N. **Fitopatología**. Trad. M Guzmán. México, 2 ed. p. 513. 1996.
- ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DA BATATA – ABBA, 2007. **Tratamento biológico de solos Improcrop Stubble-Aid e Compost-Aid®**. Disponível em <http://www.abbabatatabrasileira.com.br/revista16_029.htm>. Acesso em 17 de agosto de 2007.
- BETTIOL, W.; TRATCH, R.; GALVÃO, J.A.H. Controle de doenças de plantas com biofertilizantes. **EMBRAPA –CNPMA. Circular Técnica**. Jaguariúna, v. 2, p. 07-11. 1998.
- CASTRO, C.M. de; SANTOS, A.C.V. dos; AKIBA, F. *Bacillus subtilis* isolado do biofertilizante “Vairo” com ação fungistática e bacteriostática a alguns fitopatógenos. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, **Anais ...** Águas de Lindóia, p. 291. 1992.
- CHUPP, C.; SHERF, A. R. **Vegetable diseases and their control**., New York; Ronald press p. 393-394. 1960.
- COLEY-SMITH, J.R.; CHRISTINE, M.M.; CLAIRE, E.S. Long-term survival of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* and *Stromatinia gladioli*. **Plant Pathology**, Oxford, v. 39, p. 58-69. 1990.
- COLEY-SMITH, J.R. White rot disease of *Allium*: problems of soilborne disease in microcosm. **Plant Pathology**, Oxford, v 39, p. 214-222. 1990.
- COOK, R. J. Antagonism and biological control: concluding remarks. In: SCHIPPERS, B.; GAMS; W. (ed). **Soilborne plant pathogens**. New York, Academic, p. 653-657. 1979.
- CROWE, F.J., HALL, D.H., GREATHEAD, A.S.; BAGHOTT, K.H. Inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and incidence of white rot of onion and garlic. **Phytopathology**, St. Paul, v. 70, n 1, p. 64-69. 1980.
- CROWE, F. J. White rot. In: H. F. SCHWARTZ; S. K. MOHAN (ed.). **Compendium of onion and garlic diseases**. St. Paul: APS Press. p. 14-16. 1995.
- DIAS, M. S. C., LARA, J. F. R., JUNIOR, P. M. R., CANUTO, R. S., RIOS, S. A., SOUZA, L. T., SANTOS, L. O., SILVA, J. J. C.; FACION, C. E. Controle da podridão branca do alho com solarização do solo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília DF, v. 29, p. 272. 2004.
- FERREIRA, F.A. **Sistema SISVAR para análises estatísticas**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2000. Disponível em: <<http://www.dex.ufla.br/danielff/sisvarmanual.pdf>> Acesso em: 23 de maio de 2006.
- GALLI, F.; TORRES DE CARVALHO, P. C.; TOKESHI, H.; BALMER, E.; KIMATI, H.; NOGUEIRA, C. O.; LIMA-SALGADO, C.; KRUGNER, T.; NOGUEIRA, E.; FILHO, A. B. **Manual de Fitopatologia – Doenças das plantas cultivadas**. 2ª Ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, p. 57-58. 1980.

IMPROCROP. **Laudo de eficiência**. Arquivos da Empresa Improcrop, 2007.

JACCOUD FILHO, D.S.; ZAMBOLIM, L.; CRUZ FILHO, J. Doenças causadas por fungos e bactérias em alho e cebola. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 11, p. 3-14. 1985.

KAY, S. J., STEWART, A. Evaluation of fungal antagonists for control of onion white rot in soil box trials. **Plant Pathology**, Oxford. v. 43, p. 371-377. 1994.

KIMATI, H. Doenças do alho e da cebola, *Allium sativum* L. e *Allium cepa* L. In: GALLI, F. (Coord). **Manual de Fitopatologia** – Doenças das plantas cultivadas. 2ª Ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, p.49-64. 1980.

LOCKE, S. B. Experimental control of onion white rot by means of soil chemicals. **Plant Disease Reprtr.** v. 52, p. 272-276. 1968.

MAROUELLE, W.A.; SILVA, W.L.C.; MORETTI, C.L. Desenvolvimento de plantas, produção e qualidade de bulbos de alho sob condições de deficiência de água no solo. **Horticultura Brasileira**, Brasília DF, v. 20, n. 3, p. 470-473. 2002.

MASSOLA JR., N.S.; JESUS, W.C.; KIMATI, H. Doenças do alho e da cebola. In; GALLI, F. (Ed.). **Manual de Fitopatologia** – Doenças das plantas cultivadas. 4ª. Ed .São Paulo: Agronômica Ceres, v.2, p. 53-63. 2005.

METCALF, D.A.; WILSON, C.R. Histology of *Sclerotium cepivorum* infection of onion roots and the spatial relationships of pectinases in the infection process. **Plant Pathology**, Oxford, v. 48, p. 445-452. 1999.

RESENDE, M.L.V.; ZAMBOLIM, L. Flutuação populacional de escleródios de *Sclerotium cepivorum* no solo em função do tratamento com diferentes fungicidas no plantio de alho. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 12, p. 65-70. 1987.

ROMERO, C. S. **Hongos fitopatógenos**. L. Tress (ed.). México, Universidad Autónoma de Chapingo. p. 342. 1993.

SHANER, G.; FINLEY, R.F. The effects of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing in know wheat. **Phytopathology**, St. Paul, v.7, p.1183-86, 1977.

SCOTT, M.R. Studies of the biology of *Sclerotium cepivorum*. Berk.II. The spread of white rot from plant. **Annals of Applied Biology**, Beltsville, v. 44, n 4, p. 584-589. 1956.

SINIGAGLIA, C.; RAMOS, R.S. As doenças da cultura do alho. **Correio Agrícola**, São Paulo, 1/83:514-515, 1983.

UTKHEDE, R.; RAHE, J.E. Evaluation of chemicals fungicides for control of onion white rot. **Pesticide Science**, Bronx, v. 42, n 5, p. 414-418. 1983.

VILLAR, A. C., ZAVALETA, E., GARCIA, R., Efecto de la incorporación de residuos de crucíferas (*Brassicaceae*) sobre fitopatógenos de suelo. II Efecto de la incorporación de col e

brócoli sobre la pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum* Berk.) de la cebolla, bajo condiciones de invernadero. **Revista Mexicana de Fitopatología**, Tlajomulco de Zúñiga, v. 8, p. 160-165. 1990.

WALKER, J. C. **Plant pathology**. 3 ed. New York: Mc Graw-Hill. P.345-347. 1969.

WEBWER, G. F. **Bacterial and fungal diseases of plants in the tropics**. Gainesville: University of Florida Press. p. 369. 1973.