

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**SOBREVIVÊNCIA DE *Macrophomina phaseolina* EM SOLO INCORPORADO COM
BRÒCOLOS SEGUIDO DE SOLARIZAÇÃO**

MÁRCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBRÓSIO

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de Concentração em Proteção de Plantas.

BOTUCATU-SP

Janeiro - 2003

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**SOBREVIVÊNCIA DE *Macrophomina phaseolina* EM SOLO INCORPORADO COM
BRÓCOLOS SEGUIDO DE SOLARIZAÇÃO**

MÁRCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBRÓSIO

Orientador: Prof. Dr. Nilton Luiz de Souza

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de Concentração em Proteção de Plantas.

BOTUCATU-SP

Janeiro - 2003

Aos meus pais **José Ambrósio** e
Antonia Fátima Queiroz Ambrósio
por todo amor, incentivo e educação,
que me foram dedicados.

OFEREÇO

Aos meus avôs maternos **Francisco Calixta Queiroz** e **Vitória
Maria de Queiroz** e a minha tia **Maria do Livramento
Queiroz Duarte** (todos in memoriam), por tudo que
representam para mim.

MINHA HOMENAGEM

Aos meus irmãos **Magna Magaly**, **Magna Michelline**
e **Marcos Paulo** e aos meus sobrinhos **João Victor**
e **Marcos Vinícios** pelo amor, incentivo e amizade.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A **Deus** por estar sempre comigo e me conceder esta oportunidade, vencida graças à suas bênçãos.

À **Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu**, pela oportunidade de realização do curso.

Ao **Prof. Dr. Nilton Luiz de Souza** pela confiança, dedicada orientação, apoio, compreensão e distinta amizade.

À **minha família** pelo exemplo de amor, apoio, compreensão, e estímulo, dedicados durante toda a minha vida.

Aos **Professores e Funcionários** do Departamento de Produção Vegetal/Defesa Fitossanitária pelos ensinamentos, amizade, apoio e colaboração.

À **Professora Dra. Selma Rogéria de Carvalho Nascimento**, pelos ensinamentos, apoio, incentivo e amizade.

À **Escola Superior de Agricultura de Mossoró** pela formação e oportunidade concedida.

À **CAPES** pela concessão de bolsa de estudos.

À **FAPESP** pelo auxílio financeiro para realização da pesquisa.

Ao **Professor Dr. Carlos Roberto Padovani** pelo auxílio na análise estatística, dos dados apresentados nessa dissertação.

Ao **Professor Dr. Paulo Cezar Ceresini** pelo auxílio no summary.

À **Dr. Ester Baldini** pelo material orgânico cedido para a realização deste trabalho

À amiga **Márcia Aparecida Cezar** pelo apoio, incentivo e amizade durante todos os momentos de alegria e dificuldade.

Aos amigos do curso de pós-graduação **César Júnior Bueno, Renata Nunes Soares, Alnusa Maria de Jesus, Rosana Sambugaro, Cristiane Aparecido Ceriani, Denise Nakada Nozaki, Márcia de Moraes Echer, Juliano César da Silva, Viviane Lara Biazon, Deine Azambuja, Adriana Salomão Jadão, Priscila Silvério, Daniel Dias Rosa, Ana Paula Lombardi, Juliana Sodário e Ricardo Ferrari Silva** pela companhia e incentivo.

Aos amigos **Janaína Marianno de Marque e Aniello A. Cutollo Filho** pela amizade e apoio no início do curso.

Aos **funcionários** da Biblioteca da Faculdade de Ciências Agronômicas pela gentileza e disposição.

As **funcionárias** da seção de pós-graduação pela colaboração e gentileza.

A **todos** que de alguma forma contribuíram para realização deste trabalho.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS.....	VI
LISTA DE QUADROS.....	VIII
1 RESUMO.....	1
2 SUMMARY.....	3
3 INTRODUÇÃO.....	4
4 REVISÃO DE LITERATURA.....	6
4.1 <i>Macrophomina phaseolina</i>	6
4.2 Controle de <i>Macrophomina phaseolina</i>	8
4.3 Solarização do solo.....	9
4.4 Solarização do solo e incorporação de resíduos orgânicos.....	10
5 MATERIAL E MÉTODOS.....	13
5.1 Caracterização das áreas experimentais e instalação dos experimentos.....	13
5.2 Delineamento experimental e tratamentos.....	14

5.3 Material Orgânico.....	14
5.4 Crescimento do patógeno.....	15
5.5 Colocação do patógeno no solo.....	16
5.6 Solarização.....	17
5.7 Avaliação da sobrevivência de <i>Macrophomina phaseolina</i>	18
5.8 Análise dos dados.....	19
6 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	20
6.1 Primeira época de solarização.....	20
6.2 Segunda época de solarização.....	26
7 CONCLUSÕES.....	31
8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	32
9 APÊNDICE.....	38

LISTA DE FIGURAS

Figuras	Página
1. Frasco contendo substrato areno-orgânico contendo o fungo <i>Macrophomina phaseolina</i>	16
2. Bolsas contendo substrato areno-orgânico com estruturas do fungo.....	17
3. Detalhe do crescimento de <i>Macrophomina phaseolina</i> em meio RB modificado.....	19
4. Temperaturas máximas diárias do solo, registradas durante a primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001), a 10 cm de profundidade e precipitação.....	21
5. Sobrevivência de <i>Macrophomina phaseolina</i> na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	22
6. Teores de oxigênio, medidos a 10 cm de profundidade, na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	24
7. Teores de gás carbônico, medidos a 10 cm de profundidade, na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	25
8. Temperaturas máximas diárias do solo, registradas durante a segunda época de solarização (janeiro a março de 2002), a 10 cm de profundidade e precipitação.....	26

9. Sobrevivência de <i>Macrophomina phaseolina</i> na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	27
10. Teores de oxigênio, medidos a 10 cm de profundidade, na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	28
11. Teores de gás carbônico, medidos a 10 cm de profundidade, na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	29

LISTA DE QUADROS

Quadro	Página
1. Análise química do solo da área experimental.....	13
2. Análise física do solo da área experimental	14
3. Dados de temperatura do solo na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	39
4. Dados de sobreviventes na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	40
5. Dados de oxigênio, medidos na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	41
6. Dados de gás carbônico, medidos na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).....	42
7. Dados de temperatura do solo na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	43
8. Dados de sobreviventes na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	44
9. Dados de oxigênio, medidos na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	45

10. Dados de gás carbônico, medidos na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).....	46
11. Sobrevivência de <i>Macrophomina phaseolina</i> nas duas épocas de solarização..	47

1 RESUMO

Macrophomina phaseolina (Tassi) Goidanich é agente causal de tombamento, podridões de raízes, vagens, sementes e de caules, sendo amplamente disperso e parasita de mais de 500 espécies de plantas. O objetivo desse trabalho foi verificar a sobrevivência do fungo no solo incorporado com brócolos, seguido de solarização. Os tratamentos foram: solo incorporado previamente com brócolos (B) seguido de solarização utilizando filmes de polietileno (S) de 50 (B+S50), 100 (B+S100) e 150 (B+S150) µm de espessura; sem brócolos + solarizados (S50, S100 e S150); brócolos + não solarizado (B+NS) e sem brócolos e não solarizado (NS). O material orgânico utilizado foi brócolos (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.) triturado fresco, que foi incorporado no solo antes da solarização, na proporção de 4 Kg/m². A área experimental foi localizada a 22°51'S de latitude e a 48°26'W de longitude, no estado de São Paulo, Brasil. Bolsas de náilon (duas repetições) contendo o fungo foram enterradas a 10 cm de profundidade no solo, sendo cada bolsa colocada no centro de cada parcela. A sobrevivência do fungo foi avaliada semanalmente em meio RB modificado durante 35 dias de solarização. A temperatura do solo foi monitorada por Datalogger DL2E e a porcentagem de CO₂ e O₂ pelo equipamento analisador de gases (Testo 325-1). O experimento foi repetido uma vez, em período diferente. Em ambos experimentos, nas parcelas incorporadas com resíduos de brócolos e solarizado, o fungo foi controlado com menos de 21 dias de solarização. Condições de aerobiose (% de CO₂ e de O₂) durante os primeiros 21 dias de

tratamento foram 13,4 ; 2,8 e 13,7 ; 2,3 %, respectivamente para a primeira e segunda época. Os outros tratamentos foram ineficientes para morte do fungo.

SURVIVAL OF *Macrophomina phaseolina* IN MULCHED SOIL AMENDED WITH BROCCOLI. Botucatu, 2003. 47p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: MÁRCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBRÓSIO

Adviser: NILTON LUIZ DE SOUZA

2 SUMMARY

Macrophomina phaseolina (Tassi) Goidanich, is causal agent of damping-off, rottenness of roots, beans, seeds and stems and is widely spread and parasitic of over than 500 species of plants. The proposal of this work was to verify the fungus survival in soil amended with organic residues after soil solarization. The treatments were: soil amendment with broccoli (B) followed of soil solarization using polyethylene film (S) of 50 (B+S50), 100 (B+S100) and 150 μm -thick (B+S150); without broccoli plus solarization (S50, S100 and S150); broccoli plus non-mulched (B+NS) and check, without broccoli and non-mulched (NS). The organic matter utilized was grinded fresh broccoli (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.), incorporated into the soil before solarization at 4Kg/m². The experimental field was located at 22°51'S of latitude and at 48°26'W of longitude, in São Paulo state, Brazil. Nylon bags (two reps) containing the fungus were buried 10-cm-deep into the soil at the centre of each plot. The fungus survival was evaluated weakly on RB modified medium until 35 days of solarization. The soil temperature was monitored by a (Datalogger DL2E) and the percentages of CO₂ and O₂ by a gas analyser equipment (Testo 325-1). The experiment was repeated once in a different season. In both experiments, the mulched plots amended with broccoli residues have controlled the fungus less than 21 days after mulched treatment. Aerobic conditions (ratio of CO₂ and O₂) during these 21 days of treatments were 13.4 ; 2.8 and 13.7 ; 2.3%, respectively for the first and second season. The other treatments were inefficient to kill the fungus.

Keywords: *Macrophomina phaseolina*, organic residue, soil solarization

3 INTRODUÇÃO

O fungo *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goidanich é um patógeno veiculado pelo solo capaz de infectar centenas de espécies de plantas, causando podridões de raízes e de caules. A doença provoca redução no estande das plantas no campo, baixa qualidade de sementes, além de induzir a maturação precoce e morte das plantas. Em tecidos infectados, o fungo produz microescleródios em grande quantidade, os quais consistem na principal fonte de inóculo desse patógeno. Com a decomposição desses tecidos, os microescleródios são liberados no solo, onde sobrevivem por anos, sob condições adversas, principalmente em condições de temperaturas elevadas e estresse hídrico. A disseminação ocorre através de implementos agrícolas, águas de irrigação, vento, animais, além de sementes contaminadas (Bianchini et al., 1997).

O controle de *M. phaseolina* inclui a adoção de algumas práticas culturais que visam a redução do potencial de inóculo (Dhingra & Sinclair, 1978). A rotação de culturas é uma medida de controle pouco adotada, já que o patógeno infecta um amplo espectro de hospedeiros. O tratamento do solo com produtos químicos envolve o uso de fumigantes, como o brometo de metila, que apesar de ter um amplo espectro de ação, facilidade de penetração no solo e possibilidade de aplicação em diferentes regiões geográficas, tipos de solo e de clima, apresentam, segundo Ghini (2001) riscos para o ambiente e para o homem, além de provocar destruição na camada de ozônio.

A solarização do solo (Katan et al., 1976) vem sendo uma alternativa de controle para inúmeros patógenos veiculados pelo solo, por ser um método que não utiliza agroquímicos, não deixa resíduos e provoca baixo impacto no ambiente, além de ser um método simples e de fácil e segura aplicação. Para os patógenos que não são controlados eficientemente pela solarização vêm sendo estudados, por diversos pesquisadores, a incorporação de matéria orgânica previamente a solarização, pois o material orgânico incorporado ao solo, combinado com a solarização pode induzir a fermentação acelerada do material. Essa fermentação pode liberar gases que podem ser tóxicos para o patógeno, o que, conseqüentemente, reduz a densidade de inóculo e a severidade da doença, bem como o tempo de solarização.

Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a sobrevivência de *Macrophomina phaseolina*, em solo incorporado com brócolo seguido de solarização, utilizando-se de diferentes espessuras de polietileno transparente com intuito de verificar qual espessura retém mais eficientemente os gases provenientes da fermentação.

4 REVISÃO DE LITERATURA

4.1 *Macrophomina phaseolina*

O fungo *M. phaseolina* (Tassi) Goidanich agente causal de podridões de raízes e caules, é um organismo bastante difundido, parasitando mais de 500 espécies de plantas (Sinclair & Backman, 1989) notadamente culturas agronomicamente importantes como alfafa (*Medicago sativa* L.), algodão (*Gossypium* spp.), amendoim (*Arachis hipogaea* L.), batata (*Solanum tuberosum* L.), batata-doce (*Ipomoea batatas* [L.]Lam.), caupi (*Vigna unguiculata* [L.] Walp.), citrus (*Citrus* spp.), feijão (*Phaseolus vulgaris* L.), gergelim (*Sesamum annuum* L.), girassol (*Helianthus annuus* L.), grão-de-bico (*Cicer arietinum* L.), guandu (*Cajanus cajan* [L] Millspaugh, melão (*Cucumis melo* L.), milho (*Zea mays* L.), pimentão (*Capsicum annuum* L.), soja (*Glycyne max* [L.] Merrill), entre outras (Sinclair & Backman, 1989).

No Brasil esse fungo tem apresentado sérios problemas em diversas culturas como algodão, caupi, feijão, gergelim, girassol, melão, milho, soja, entre outras (Kimati et al., 1997).

A denominação desse patógeno foi determinada por Goidanish (1947) após revisar a taxonomia do gênero *Macrophomina*, constituído por apenas uma espécie: *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. Segundo Pearson et al. (1987) existem diferenças

morfológicas entre isolados. No Brasil, pelo menos dois tipos distintos de morfologia tem sido isolados (Almeida et al., 2001).

Esse patógeno foi assinalado pela primeira vez em 1890 (Dhingra & Sinclair, 1978) e no Brasil detectado pela primeira vez, em 1935, em feijão comum, no município de Campinas-SP por Bittancourt (1935). De acordo com Mihail (1992) *Macrophomina phaseolina* apresenta como sinonímias *Macrophoma phaseoli* (Maubl.) Ashby, *Macrophomina philippines* Petr., *Macrophoma phaseolina* Tassi, *Macrophoma corchori* Sawada, *Macrophoma cajani* Syd. & Butl., *Macrophoma sesami* Sawada, *Sclerotium bataticola* Taulb., *Rhizoctonia bataticola* (Taub.) Briton-Jones, *Rhizoctonia lamellifera* Small e *Dothiorella cajani* Syd. & Butl.

É um fungo mitospórico (Hawksworth et al., 1995), pertencente à classe forma Coelomycetes, ordem forma Spharopsidales, pode formar dois tipos de estruturas assexuais, picnídios e escleródios (Viana, 1996). No feijoeiro produz picnídios globosos que medem de 100 a 200 µm de diâmetro, que contém conidióforos mais ou menos retos e medem de 12 a 20 µm de largura e de 6 a 25 µm de comprimento. Os conídios são oval-alongados, unicelulares, hialinos e têm de 5 a 8 µm de largura e de 15 a 30 µm de comprimento (Zaumeyer & Thomas, 1957).

Além do estágio de picnídio, na maioria dos vegetais parasitados, observam-se escleródios, de coloração marrom escura a preta, globosos ou lenticulares sob a superfície do órgão afetado ou no interior dos tecidos parenquimatosos desorganizados (Viennot-Bourgin, 1949).

De acordo com Sutton (1980) os escleródios são pequenos, variando normalmente de 50 a 300 µm de diâmetro e, segundo Viana (1996) podem ser divididos, com alguma exceção, em 2 tipos: os que possuem casca e os que não a possuem. *M. phaseolina* é desprovida de casca e apresenta microescleródios fortemente pigmentados, com aparência reticulada, estrutura homogênea, onde as células são de paredes espessas, contendo de 1 a 3 núcleos, numerosas mitocôndrias, gotas de lipídios e outras organelas típicas das células.

Na maioria das culturas parasitadas por *M. phaseolina*, os sintomas vão desde podridão de sementes, passando pelo tombamento de mudas, podridão de raízes e podridões de caules e morte de plantas (Short & Wyllie, 1978). O patógeno sobrevive no solo

como saprófita, parasitando hospedeiros alternativos ou sob a forma de escleródios. A fonte de inóculo primário é constituída pela semente infectada, pelo micélio do fungo colonizando restos de cultura e pelos escleródios que germinam após a quebra da dormência infectando a base do caule das plântulas (Dhingra & Sinclair, 1978).

De acordo com Smith (1969) os escleródios são os mais importantes propágulos para sobrevivência de fungos do solo por longos períodos. A principal função dessa estrutura de sobrevivência é realizar o contato entre o patógeno e o órgão suscetível da planta hospedeira (Coley-Smith & Cooke, 1971).

Segundo Cloud & Rupe (1994) os microescleródios de *M. phaseolina* produzidos em tecidos de plantas são liberados ao solo com a decomposição dos resíduos da cultura, permanecendo viáveis por períodos entre 2 e 15 anos, dependendo das condições do ambiente ou se os escleródios estão ou não associados com os resíduos do hospedeiro. Essas estruturas irão servir como inóculo primário.

Mihail et al. (1988) verificaram que o ambiente físico, particularmente os componentes temperatura e umidade do solo, influenciam fortemente a sobrevivência de microescleródios de *M. phaseolina*., sendo assim as condições favoráveis ao desenvolvimento da doença, são altas temperaturas e baixa umidade. Temperatura variando de 28°C a 35°C e estresse hídrico do solo com capacidade de campo menor que 50% foi relatado como favoráveis à sobrevivência do fungo (Dhingra & Sinclair, 1978).

4.2 Controle de *Macrophomina phaseolina*

O método mais prático e econômico para controlar a podridão causada por *M. phaseolina* seria através do uso de cultivares resistentes. No entanto, existem hospedeiros nos quais ainda não foram identificados níveis de resistência a esse patógeno. Na cultura da soja, onde o fungo causa enormes perdas, nenhum genótipo foi identificado com resistência a essa doença (Almeida et al., 2001), embora a ocorrência de tolerância tenha sido relatada por Smith & Carvil (1997).

A rotação de culturas poderia ser uma alternativa no controle de *M. phaseolina*, no entanto, o fungo é polífago, sendo capaz de infectar e causar sérios danos em

centenas de espécies vegetais (Dhingra & Sinclair, 1978; Lodha, et al., 1991; Figueiredo et al., 1969).

De acordo com Kendig et al. (2000) uma outra alternativa de controle para *M. phaseolina* é interferindo na biologia e na sobrevivência do patógeno, através de manejo do solo, promovendo ambiente inadequado para o desenvolvimento do mesmo.

4.3 Solarização do solo

A solarização do solo como método de controle de *M. phaseolina* foi estudado por diversos pesquisadores, no entanto, seus resultados têm sido inconclusivos e até conflitantes (Viana, 1996).

De acordo com Dwivedi & Dubey (1987) a técnica de solarização do solo pode ser empregada como auxiliar no controle de *M. phaseolina* em regiões de clima semelhante ao do nordeste brasileiro, onde a média anual de temperatura varia de 20 a 28°C (Clima, 2003) e a média do índice pluviométrico na região é de 1100 mm/ano, sendo no sertão média de 350 mm/ano e no litoral 1700 mm/ano (Nordeste, 2003)

A solarização do solo é um método de desinfestação do solo para o controle de fitopatógenos, plantas daninhas e pragas. Consiste em cobrir o solo previamente umedecido com um filme plástico transparente e deixá-lo exposto a luz do sol com objetivo de se elevar a temperatura a níveis letais ou subletais aos microrganismos fitopatogênicos (Katan et al., 1976). Trata-se de uma alternativa de controle para inúmeras doenças causadas por fitopatógenos presentes no solo.

Além do controle de fungos e bactérias fitopatogênicas, a solarização promove benefícios adicionais, como controle de nematóides e plantas invasoras, promoção de crescimento das plantas cultivadas e pouca interferência em população de microrganismos não alvos (Souza, 1994). É um método seguro, barato e atóxico tanto para o ambiente como para o homem (Katan & Devay, 1991).

A solarização inativa os patógenos através de efeitos diretos, causados pelas altas temperaturas, e efeitos indiretos, favorecendo o controle biológico e a supressividade do solo, porém, de acordo com diversos pesquisadores essa técnica por si só não controla efetivamente alguns fitopatógenos.

Hartz et al. (1987) não conseguiram redução dos microescleródios de *M. phaseolina* através da solarização do solo, apesar de terem obtido elevado incremento de temperatura. Trabalho realizado na Califórnia também indicou que a solarização não foi eficiente no controle de *M. phaseolina* (McCain et al., 1982). Mihail (1984) também não obteve resultado promissor com o uso da solarização do solo para o controle de *M. phaseolina* em condições de solo infestado natural ou artificialmente. Ambrósio (2000) estudando o efeito da solarização do solo no controle da podridão do colo no meloeiro, causado por *Macrophomina phaseolina*, não obteve resultado satisfatório. A temperatura máxima obtida durante o período de solarização nesse trabalho foi de 47,3 °C a 10 cm de profundidade.

No entanto, resultados promissores para inativação de *M. phaseolina* foram obtidos, através da solarização, por Lodha et al. (1991) em solos áridos na Índia com decréscimo de 57-81% dos escleródios, tendo atingido temperatura máxima, em solo úmido, de 58°C a 15 cm de profundidade. Também por Ahmad et al. (1996) onde obteve quase 100% de controle na redução de sintomas de doença causados por *M. phaseolina* em cultivares de milho. E por Sheikh & Ghaffar (1984) que conseguiram erradicar *M. phaseolina* a 5 cm de profundidade, onde a temperatura máxima foi de 52°C, em solo úmido.

4.4 Solarização do solo e incorporação de resíduos orgânicos

De acordo com Gamliel & Stapleton (1993); Stapleton (2000); Ramirez-Villapudua & Munnecke (1987, 1988), o efeito da solarização do solo no controle de doenças causadas por patógenos veiculados pelo solo pode ser potencializado pela incorporação de material orgânico.

Robbs (1991) relata que materiais orgânicos constituídos por compostos fermentados de restos de culturas, garantem o estímulo da atividade microbiana natural do solo, limitando a atividade de fitopatógenos por competição e favorecendo os microrganismos antagônicos.

Segundo Souza (2001) o emprego de resíduos de brássicas associado a técnica de solarização tem recebido atenção dos pesquisadores envolvidos com o controle de fitopatógenos do solo. Isto porque há uma retenção de compostos voláteis emanados pela

rápida degradação do material (Gamliel & Stapleton, 1993) e que são letais a vários fitopatógenos veiculados pelo solo (Souza, 2001).

Ramirez-Villapudua & Munnecke (1986) afirmaram que a eficiência de vários compostos orgânicos no controle de patógenos veiculados pelo solo é atribuída a formação de compostos voláteis tóxicos e aumento da microflora antagonica no solo, tendo Papavizas & Lumsdem (1980) relatado que materiais orgânicos incorporados ao solo aceleram a morte de propágulos através do estímulo à germinação, pelos nutrientes liberados, de antagonistas específicos, como fungos e bactérias, os quais podem utilizar rapidamente o carbono, o nitrogênio e o oxigênio disponíveis, matando o fitopatógeno por inanição.

Compostos voláteis produzidos em solos solarizados com incorporação de resíduos de repolho foram identificados por Gamliel & Stapleton (1993). Os principais compostos detectados foram aldeídos (formaldeído e acetaldeído) e compostos de enxofre, incluindo isotiocianatos.

De acordo com Rosa et al. (1997) existem aproximadamente 20 diferentes tipos de glucosinolatos comumente encontrados em brássicas. Os glucosinolatos são hidrolizados endogenamente em tecidos de brássicas pela enzima mirosinase e liberam produtos, incluindo isotiocianatos que apresentam atividade biocida.

Testando o controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* através da solarização combinada com a incorporação de resíduo de repolho Ramirez-Villapudua & Munnecke (1988) obtiveram tanto em laboratório como no campo, uma drástica redução da severidade da doença, bem como da população do patógeno. Segundo os autores, os gases emanados da decomposição do repolho tem papel importante no declínio da população do mesmo.

Gamliel & Stapleton (1993) obtiveram redução dos propágulos de *Pythium ultimum* e *Sclerotium rolfsii* e detectaram que os níveis de isotiocianatos e aldeídos gerados da decomposição de repolho foram significativamente correlacionados com a redução dos patógenos.

Blok et al. (2000) obtiveram inativação de *Fusarium oxysporum* f. sp. *asparagi*, *Rhizoctonia solani* e *Verticillium dahliae* quando incorporaram resíduos frescos de brócolos e aplicaram cobertura plástica preta. Isto pode ser devido à presença de produtos voláteis emanados da decomposição acelerada do brócolos, principalmente glucosinolatos que

são potencialmente fungitóxicos. No tratamento onde foi somente incorporado brócolos, não ocorreu a inativação dos patógenos.

Estudando a solarização do solo associada à incorporação de folhas de couve-flor para o controle de *Pythium* spp., Schoenmaker (2001) obteve inibição do crescimento micelial do fungo e controle do tombamento de plântulas de pepino.

Souza (2001) incorporando separadamente, duas matérias orgânicas, couve e torta de mamona, previamente a solarização do solo, para controlar estruturas de resistências de *Sclerotium rolfsii* e de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 2 obteve consistente resultado. A couve controlou eficientemente os dois patógenos após 7 dias de solarização enquanto que a torta de mamona controlou somente o *S. rolfsii* após 7 dias de solarização.

Especificamente para *Macrophomina phaseolina*, Lodha et al. (1997) utilizando resíduos de brássicas previamente a solarização (filme plástico de 50µm de espessura) obtiveram controle de 75-96% após 15 dias de solarização (temperatura de 53°C na profundidade de 7 cm e 46°C na profundidade de 22 cm.) para escleródios do patógeno, em solo infestado artificialmente. Testes de laboratório demonstraram que microescleródios de *M. phaseolina* são inativados a temperatura de 50°C por duas horas (Bega & Smith, 1962). Já Mihail & Alcorn (1984) citam temperatura de 50°C por um período de 24 horas para a inativação.

5 MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Caracterização das áreas experimentais e instalação dos experimentos

Foram conduzidos dois experimentos idênticos em épocas diferentes e em áreas contíguas, sendo o primeiro nos meses de outubro a dezembro de 2001 e o segundo, nos meses de janeiro a março de 2002.

Utilizou-se as instalações de campo e de laboratório do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônômicas/Unesp, Campus de Botucatu-SP, latitude 22°51' S e longitude 48°26' W. A área experimental foi previamente preparada por meio de gradagem, seguida de nivelamento. O solo (latossolo vermelho escuro – fase arenosa) foi submetido à análise química e física (Quadro 1 e 2) junto ao Departamento de Recursos Naturais da FCA-Unesp, Botucatu-SP.

Quadro 1. Análise química do solo da área experimental

PH	M.O.	P resina	Mmol _c /dm ³					V	
CaCl ₂	g/dm ³	mg/dm ³	H+Al	K	Ca	Mg	SB	CTC	%
4,6	14	3	25	0,4	9	2	12	37	32

Quadro 2. Análise física do solo da área experimental

Areia total	Argila	Silte	Argila Natural	Textura do solo
81	19	0	-	Média ¹

¹Textura média: 0,5-0,25 mm

5.2 Delineamento experimental e tratamentos

O delineamento experimental utilizado correspondeu a oito parcelas que representavam os tratamentos e cada parcela foi subdividida em seis subparcelas, sendo cinco destrutivas que correspondiam às avaliações da sobrevivência do fungo (7, 14, 21, 28 e 35 dias) e uma onde foram monitorados os dados de temperatura e gases. Cada subparcela destrutiva continha duas bolsas de náilon (meias), contendo o substrato que veiculava as estruturas do fungo e correspondia a duas repetições. A área útil total do experimento foi de 276 m², no entanto, as parcelas que representavam cada tratamento continha uma área de 36 m². Os tratamentos em campo foram:

- Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 µm (B+S50);
- Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 µm (B+S100);
- Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 µm (B+S150);
- Solo com brócolos e não solarizado (B+NS);
- Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 µm (S50);
- Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 µm (S100);
- Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 µm (S150);
- Solo sem brócolos e não solarizado (NS).

5.3 Material orgânico

Foram incorporados às parcelas pré-determinadas, resíduo fresco (folhas + caule) de brócolos (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.) proveniente da propriedade agrícola Estância Baldini no município de Botucatu-SP. O material colhido foi triturado em picador (DPM-500.1.2.4), utilizando-se de uma peneira com furos de 1cm de diâmetro para

facilitar incorporação e decomposição e a quantidade utilizada foi de 4,0 Kg/m², sendo distribuído manualmente na superfície do solo das parcelas pré-determinadas, seguindo-se a incorporação, com enxada rotativa acoplada a um trator, a 10 cm de profundidade, proporcionando assim, uma distribuição homogênea do material no solo.

5.4 Crescimento do patógeno

O isolado do fungo *Macrophomina phaseolina* utilizado, foi obtido a partir de planta doente de feijão carioca (*Phaseolus vulgaris*) do município de Avaré-SP, recebida na clínica fitopatológica do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônomicas/Unesp, Campus de Botucatu-SP, o qual apresentou-se como sendo efetivamente patogênico mediante teste de patogenicidade efetuado em plantas de feijão cultivar carioca.

O fungo foi cultivado em meio de cultura BDA (Batata-Dextrose-Ágar) + oxitetraciclina (50 µg/mL) e mantido por quatro dias a 32°C, no escuro, quando, então, em câmara asséptica, foram transferidos três discos de 5 mm de diâmetro retirados dos bordos das colônias crescidas, para frascos contendo substrato areno-orgânico (Figura 1) autoclavado duas vezes, em intervalos de 24 horas, durante uma hora a 120°C. O substrato (Lefèvre & Souza, 1993) consiste de três partes de esterco curtido, uma parte de areia lavada e 2% de aveia (v/p), onde são adicionados 20 ml de água destilada para cada 100 ml de substrato. Os frascos foram mantidos em estufa tipo BOD a 32°C no escuro, por quinze dias, tendo sido periodicamente agitados com o objetivo de homogeneizar a infestação. Foi mantido um frasco sem o fungo, nas mesmas condições dos frascos com o micélio, servindo como referencial de possíveis contaminações.



Figura 1. Frasco contendo substrato areno-orgânico contendo o fungo *Macrophomina phaseolina*.

5.5 Colocação do patógeno no solo

Utilizou-se bolsas de tecido sintético (náilon) contendo cada uma 15 gramas do substrato infestado com microescleródios do fungo (Figura 2), as quais foram amarradas com linha de náilon, tendo sido fixadas etiquetas nas extremidades que ficaram à mostra na superfície do solo sob o plástico e nas parcelas testemunhas, para facilitar a localização e a retirada.

As bolsas foram enterradas no centro das sub-parcelas a 10 cm de profundidade, sendo duas bolsas por sub-parcela, distanciadas cerca de 20 cm entre si.

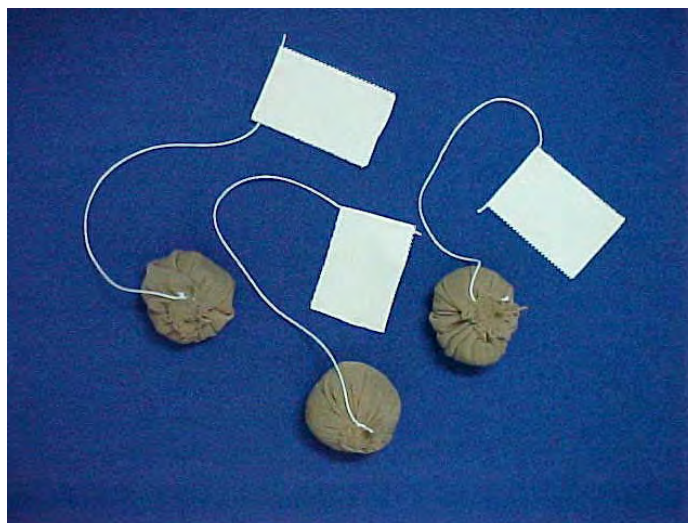


Figura 2. Bolsas contendo substrato areno-orgânico com estruturas do fungo.

5.6 Solarização

Após a colocação do patógeno no solo e irrigação das parcelas, seguiu-se a aplicação dos filmes de polietileno de baixa densidade, transparente e aditivado (aditivo anti-ultravioleta) de 4 m de largura e 50, 100 e 150 μ m de espessura nas parcelas pré-determinadas. Foram colocados a 10 cm de profundidade em uma das sub-parcelas, de todos os tratamentos, sensores térmicos conectados a um (Datalogger DL 2E), no qual foram feitas leituras diárias de temperatura e sondas para coleta de gases. A sonda desenvolvida por Bueno & Souza (2002) é dotada de uma câmara coletora localizada à profundidade desejada de onde sai uma mangueira de silicone de 2 metros de comprimento, que é conduzida para o exterior por baixo da borda do plástico para evitar danos, minimizando, assim, a perda de voláteis devido a possíveis rupturas, sendo que a extremidade externa da mangueira se mantém fixa em uma estaca sendo a abertura vedada por um septo de borracha que impede a livre saída dos voláteis, e neste septo é inserida a agulha do equipamento (Texto 325-1), com dispositivo para quantificação e registro impresso instantâneo de O₂ e CO₂. As avaliações foram diárias, sempre às 15:00 horas, nos primeiros sete dias da instalação, a partir do que foram feitas duas leituras semanais.

5.7 Avaliação da sobrevivência de *Macrophomina phaseolina*.

As avaliações iniciaram-se uma semana após a instalação dos experimentos e foram realizadas semanalmente até os 35 dias.

Para proceder a retirada das bolsas foram feitas fendas nas coberturas plásticas, as quais foram, a seguir, vedadas com fita celulósica, mantendo a cobertura íntegra evitando, assim, interferências nas parcelas contíguas.

Foram realizadas desinfestações superficiais das bolsas, vindas do campo, com álcool 70% por 5 segundos, hipoclorito de sódio, na proporção de 3:1, água esterilizada e produto comercial com 5% de cloro ativo, por 20 segundos, lavagem com água esterilizada e secagem em papel de filtro. O plaqueamento se deu em meio de cultura RB modificado, (Cloud, 1991) seletivo para *M. phaseolina* e elaborado na proporção de 39 g de BDA (Batata dextrose agar), 224 mg a.i. de metalaxyl (Ridomil 2E-G), 100 mg de rifampicin, 1000 mL⁻¹ de água destilada.

O plaqueamento foi realizado transferindo-se, com auxílio de uma pinça, dez porções do substrato contendo microescleródios do fungo para placas contendo o meio RB modificado (Figura 4). Para cada bolsa foram elaboradas cinco placas. As placas foram, então, mantidas por seis dias em estufa a 32°C, no escuro, sendo contados os sobreviventes que se manifestaram através do crescimento do micélio em torno da porção plaqueada.

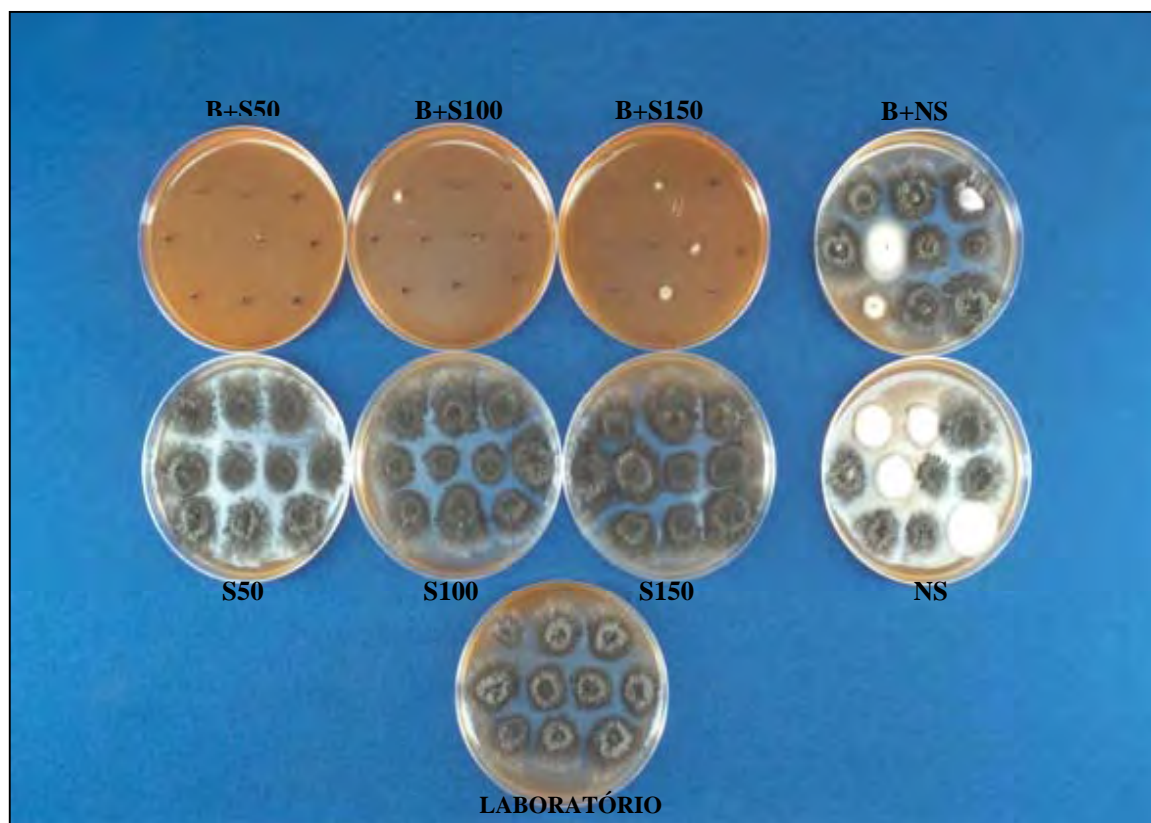


Figura 3. Detalhe do crescimento de *Macrophomina phaseolina* em meio RB modificado. (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

5.8 Análise dos dados

A análise dos dados da porcentagem média de sobreviventes de *M. phaseolina*, considerando os tratamentos e períodos de avaliação, foram realizados pela técnica da análise de variância não paramétrica, onde os parâmetros avaliados foram: mediana, semi-amplitude interquartílica, valor mínimo e valor máximo (Quadro 11 do apêndice).

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1 Primeira época de solarização

De acordo com a Figura 4 e Quadro 3 do apêndice, observa-se que nos tratamentos solarizados com diferentes plásticos e incorporados com brócolos, ocorreram tendências de maiores temperaturas em relação aos demais tratamentos. Constatou-se que, nos tratamentos onde foi incorporado brócolos isoladamente, ou seja, não foi aplicado a solarização, a temperatura foi inferior aos tratamentos solarizados com incorporação de brócolos. Isto pode ser explicado, devido à maior retenção do calor sob os plásticos associada com a fermentação acelerada da matéria orgânica, que pode ter contribuído para este incremento de temperatura.

Conforme a Figura 4, as altas temperaturas também podem ser explicadas, pela menor ocorrência de precipitação, em relação à segunda época, o que proporcionou menor sombreamento nas parcelas, permitindo que as mesmas, acumulassem mais calor no solo. A temperatura máxima obtida nessa época nas parcelas solarizadas, não chegou a atingir 50°C, o que está em conformidade com os dados de Lefèvre & Souza (1993) onde afirmam que no estado de São Paulo, durante os meses de maior radiação (dezembro a fevereiro), é possível atingir temperaturas entre 46 e 48°C, a 10 cm de profundidade. E de acordo com testes de laboratório essas temperaturas isoladamente não são suficientes para inativar *M. phaseolina* (Bega & Smith, 1962; Mihail & Alcorn, 1984).

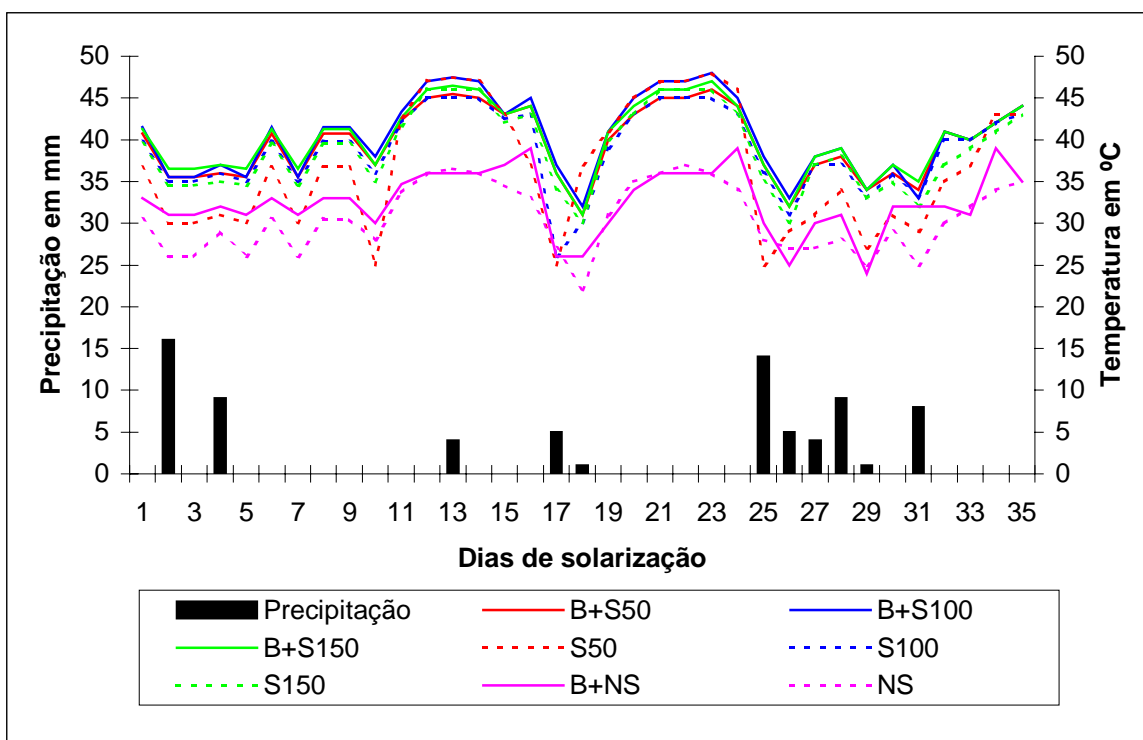


Figura 4. Temperaturas máximas diárias do solo, registradas durante a primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001), a 10 cm de profundidade e precipitação. (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado

Na Figura 5, observa-se que nos tratamentos solarizados, associados com a incorporação de brócolos, ocorreu 100% de inativação do patógeno, no período entre 15 e 21 dias. No entanto, nota-se diferença entre esses tratamentos, com relação à espessura do plástico. No tratamento com plástico de 100 μm , 100% da morte do patógeno ocorreu no período entre 8 e 14 dias de solarização, enquanto que nos plásticos de 50 e 150 μm de espessura, 100% da morte do patógeno ocorreu entre 15 e 21 dias de solarização. Este resultado está de acordo com Lodha et al. (1997) que, ao associarem solarização do solo com resíduos de brássicas, utilizando plástico de 50 μm obtiveram eficiente erradicação de microescleródios (75-96%) de *M. phaseolina*, aos 15 dias.

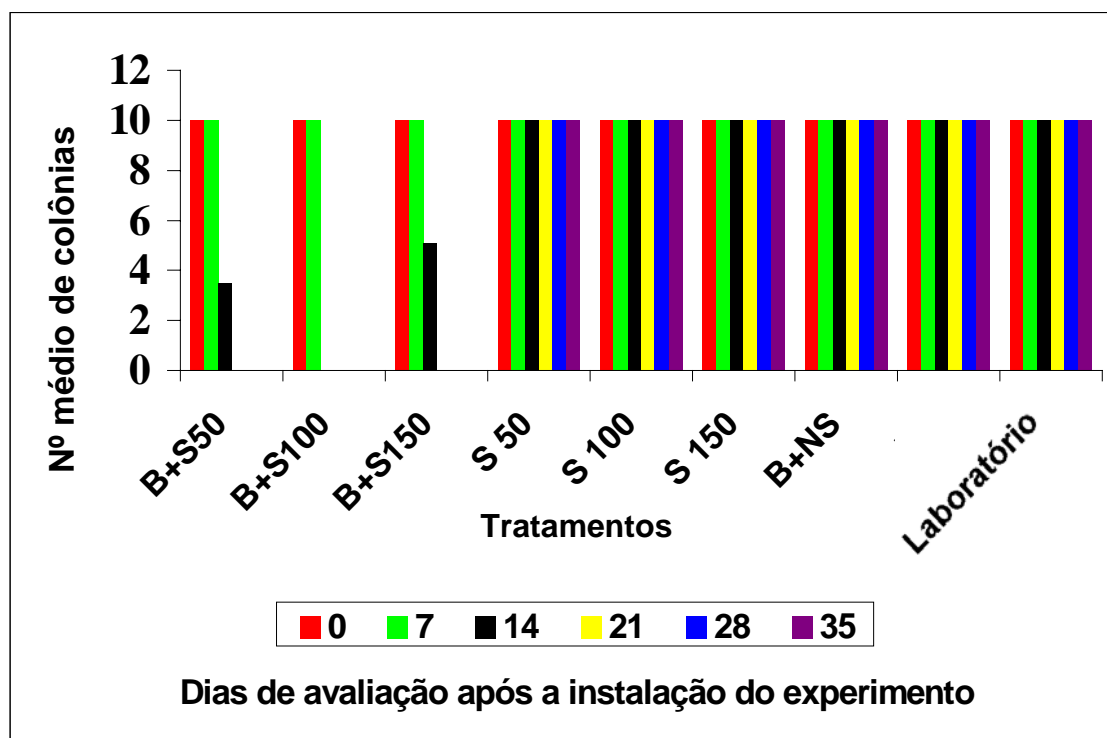


Figura 5. Sobrevivência de *Macrophomina phaseolina* na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001). (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

Nos demais tratamentos não foram observados a erradicação do patógeno, tanto nos tratamentos solarizados isoladamente, como nas testemunhas, com ou sem incorporação de material orgânico, o que contraria os resultados obtidos por Lodha et al. (1991) que utilizando somente a técnica de solarização obteve controle de 57-81% a 15 cm de profundidade, no entanto, os autores obtiveram uma temperatura de 58°C em solo úmido, situação esta sem paralelo em nossa condição geográfica. Ahmad et al. (1996) obtiveram redução de sintomas de *M. phaseolina* em cultivares de milho e Sheikh & Ghaffar (1984)

conseguiram erradicar *M. phaseolina* a 5cm de profundidade, com uma semana de tratamento, onde ocorre temperatura de 52 °C.

Diferentemente, Hartz et al. (1987); McCain et al. (1982); Mihail (1984) e Ambrósio (2000) não conseguiram redução na população de microescleródios de *M. phaseolina* através da solarização do solo quando utilizada sem associação com matéria orgânica.

A provável explicação para a erradicação do patógeno nos tratamentos solarizados com adição de brócolos, deve-se à ocorrência das altas temperaturas aliadas ao processo fermentativo do material orgânico, que também gera calor no solo, potencializando o processo de solarização. Outro aspecto para explicar a morte do patógeno, está no fato deste método de solarização associado com material orgânico gerar condição de anaerobiose sob o plástico, ou seja, ocorrência de baixa porcentagem de oxigênio e alta de gás carbônico (Figuras 6 e 7).

Segundo Wyllie et al. (1984) a baixa concentração de O_2 no solo é fator limitante para a germinação de microescleródios de *M. phaseolina*. Observaram que abaixo de 16% de oxigênio, o fungo não germinou após 32 h, influenciando a viabilidade dos microescleródios. Foi observado que em solo não autoclavado o número de microescleródios por grama de solo é menor que em solo autoclavado, já que, a porcentagem de oxigênio é menor e a de gás carbônico maior. Os autores mediram a porcentagem de O_2 e CO_2 de 10 a 40 cm de profundidade nestes solos. A 10 cm de profundidade, a % de O_2 e CO_2 no tempo 4, correspondente a aproximadamente 21 dias de experimento, foi de 20,5 e 0,09 e de 16,5 e 0,30 respectivamente para o solo autoclavado e não autoclavado. Portanto, o número de escleródios por grama de solo é menor em concentrações baixas de oxigênio e altas de gás carbônico.

No presente trabalho em condições de campo, a porcentagem média de oxigênio e gás carbônico, medidos a 10 cm de profundidade nos primeiros 21 dias de experimento, foram de 2,8 e 13,4 e de 2,3 e 13,7 respectivamente para primeira e segunda época de solarização. Pode-se verificar que as porcentagens de oxigênio e gás carbônico foram menores que no trabalho de Wyllie et al. (1984), o que comprova que condições de anaerobiose afeta a germinação de microescleródios de *M. phaseolina*.

Outro fator que pode ter contribuído para a inativação do patógeno seria a capacidade que solos incorporados com matéria orgânica seguidos de solarização tem

de reter outros gases tóxicos para fitopatógenos de solo, como relatado por Gamliel & Stapleton (1993); Ramirez-Villapudua & Munnecke (1987, 1988) e Blok et al. (2000). De acordo com esses autores a decomposição acelerada de brássicas no solo, liberam compostos tóxicos, entre eles aldeídos (formaldeídos e acetaldeídos), enxofre, isotiocianatos e glucosinolatos, que apresentam atividade altamente biocida para os fitopatógenos e provavelmente, para outros componentes da microbiota do solo.

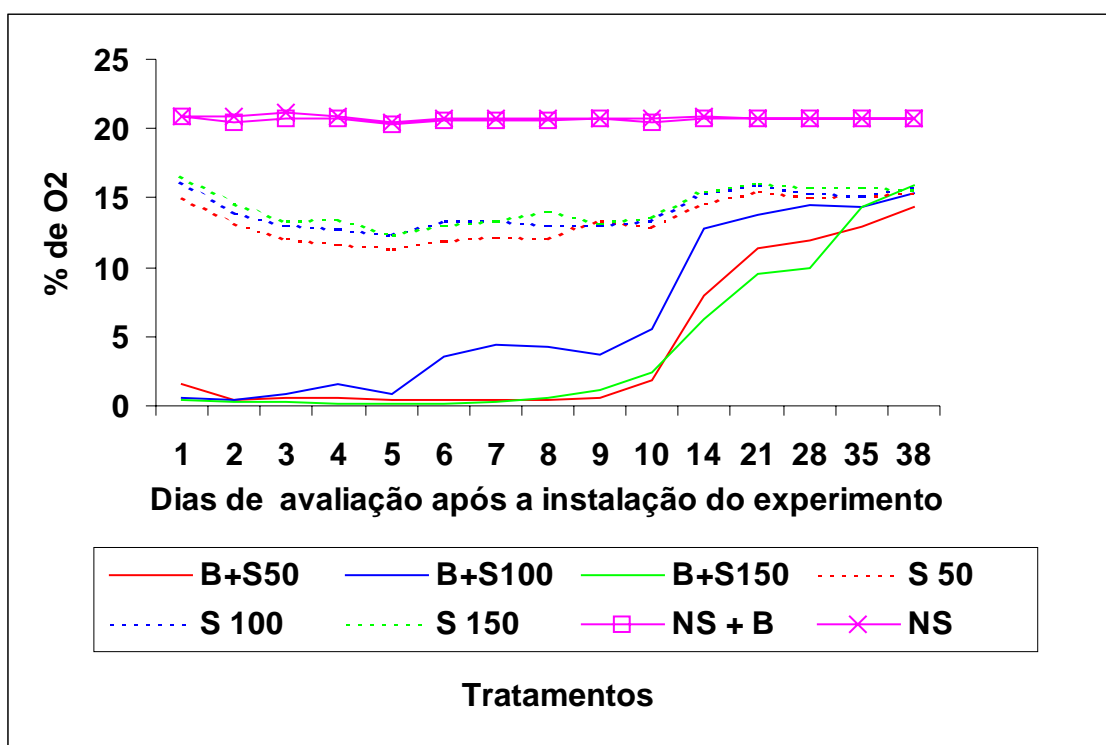


Figura 6. Teores de oxigênio, medidos a 10 cm de profundidade, na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001). (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

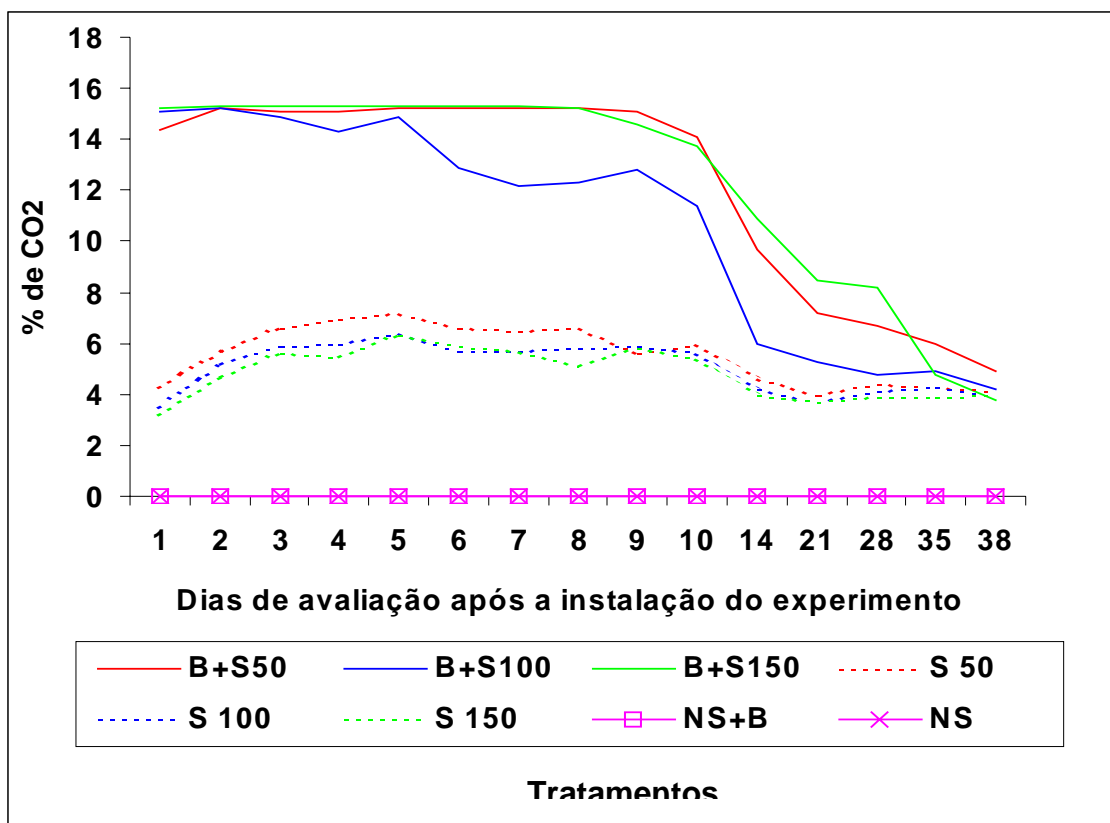


Figura 7. Teores de gás carbônico, medidos a 10 cm de profundidade, na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001). (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

Forney & Jordan (1999) relataram que tecidos verdes de brássicas têm maior concentração de “methanethiol” do que tecidos não verdes. Esse produto da fermentação é o responsável pelo odor desagradável das brássicas quando submetidas em condições de anaerobiose. No entanto, esses autores não testaram se este produto é biocida para fitopatógenos. Entretanto, de acordo com Lewis & Papavizas (1971) os resíduos de brássicas liberam inúmeros compostos, entre eles methanethiol que apresenta efeito tóxico aos fitopatógenos.

Nesta etapa, a maior condição de anaerobiose ocorreu até os 9 dias de solarização e o restabelecimento da condição de aerobiose, ocorreu aproximadamente aos 38 dias de solarização.

6.2 Segunda época de solarização

Na Figura 8 e Quadro 7 do apêndice, constata-se, de forma semelhante o ocorrido na primeira época de solarização, ou seja, uma tendência de maiores temperaturas nos solos solarizados associados com brócolos. Entretanto, nesta época as temperaturas foram inferiores as da primeira época de solarização, provavelmente, isto deve-se a uma maior precipitação nesta segunda época, o que propiciou maior sombreamento nas parcelas e conseqüentemente menor acúmulo de temperatura no solo.

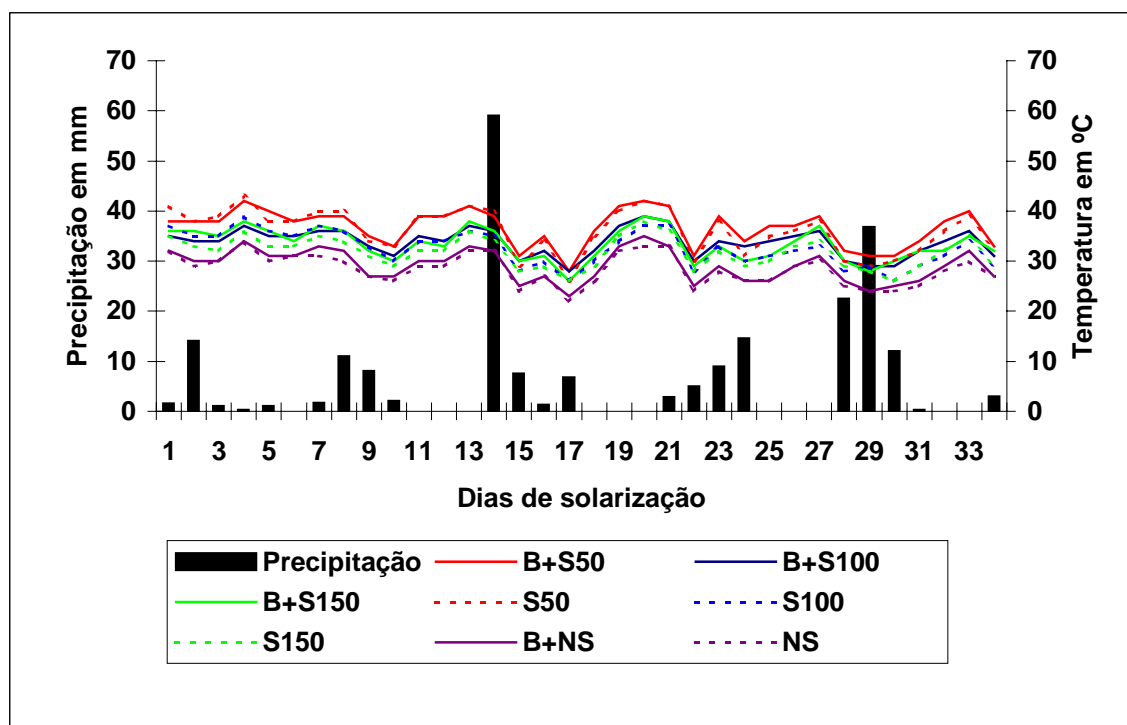


Figura 8. Temperaturas máximas diárias do solo, registradas durante a segunda época de solarização (janeiro a março de 2002), a 10 cm de profundidade e precipitação. (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μ m; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μ m; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μ m; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μ m; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μ m; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μ m; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

De acordo com a Figura 9, também ocorreu 100% de morte do patógeno nos tratamentos incorporados com brócolos seguido de solarização. No entanto, nesta segunda época de solarização, a morte do patógeno foi mais rápida do que na primeira, ou seja, ocorreu entre os 8 e 14 dias de solarização nos tratamentos incorporados com brócolos, associados com plásticos de 100 e 150 μ m, sendo assim, mais eficientes do que o tratamento com plástico de 50 μ m, onde a erradicação total dos microescleródios só foi constatada no período entre 15 e 21 dias.

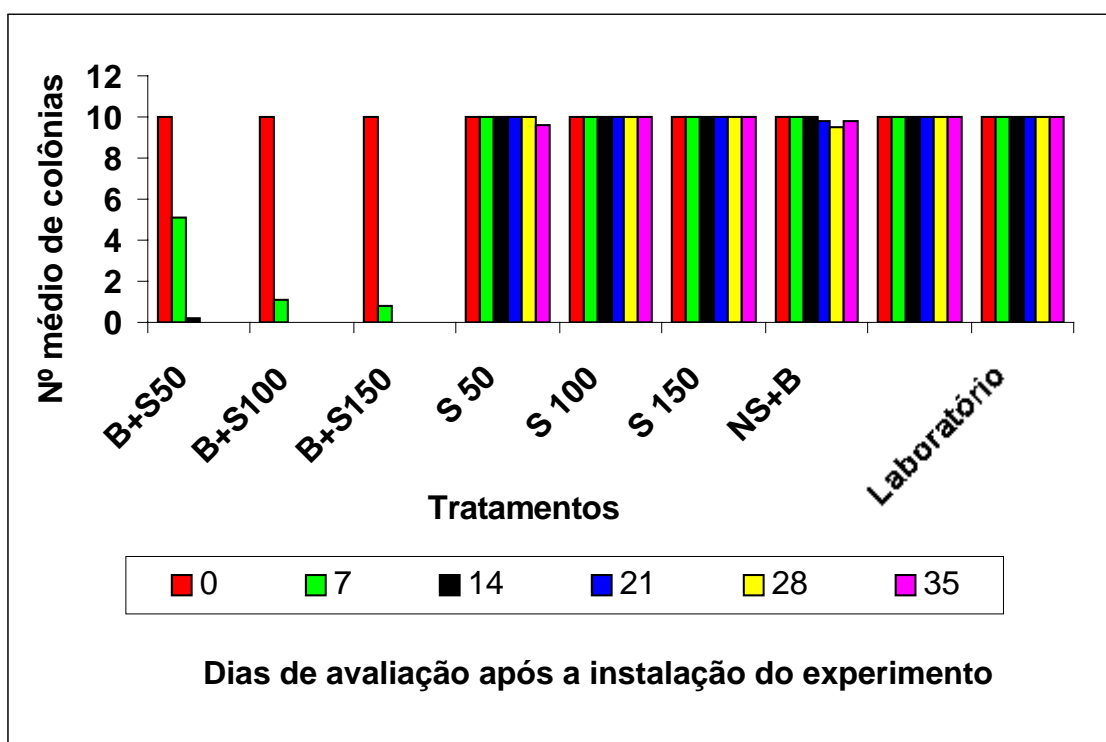


Figura 9. Sobrevivência de *Macrophomina phaseolina* na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002). (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μ m; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μ m; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μ m; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μ m; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μ m; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μ m; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

A explicação para a morte do patógeno, segue o mesmo raciocínio da primeira época de solarização.

Na segunda época de solarização (Figuras 10 e 11), o período de restabelecimento total da condição de aerobiose foi maior do que na primeira época, ocorreu aproximadamente no período de 63 dias de experimento. Isto pode ser explicado devido, provavelmente, à condição do material orgânico incorporado, o qual apresentou-se com menor umidade, mais lignificado e, conseqüentemente, pode ter apresentado uma maior concentração de glucosinolatos em seus tecidos, quando comparado ao material incorporado na primeira época, o qual foi utilizado imediatamente após a colheita, portanto mais fresco.

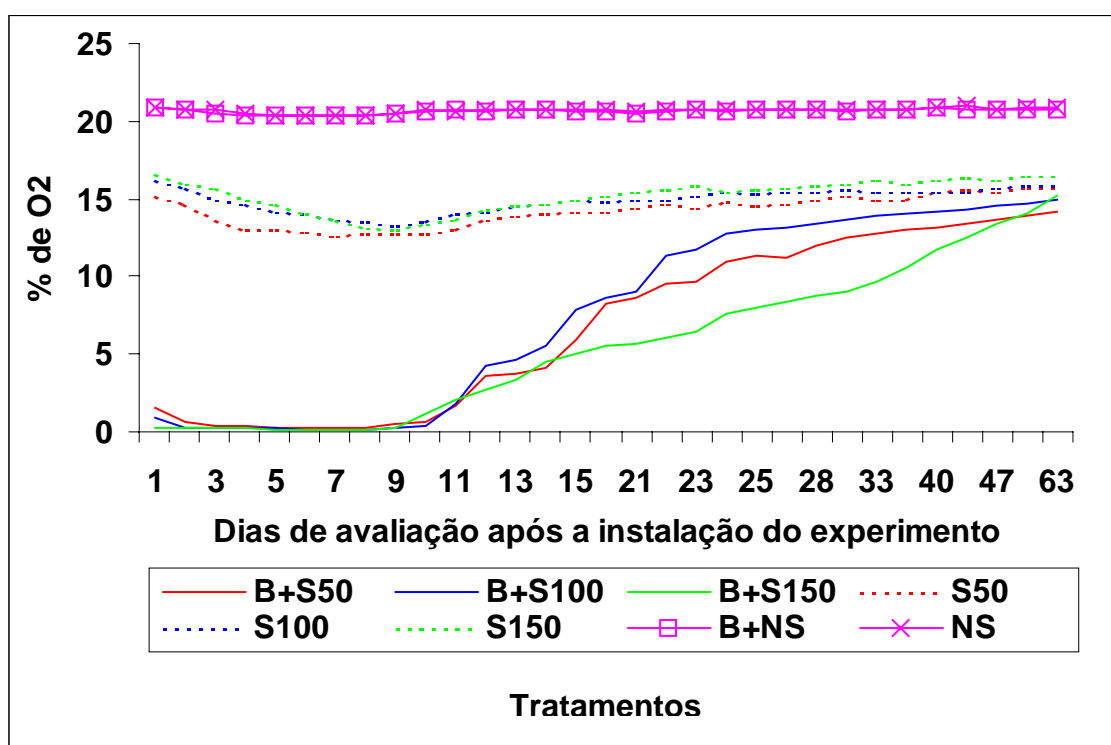


Figura 10. Teores de oxigênio, medidos a 10 cm de profundidade, na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002). (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

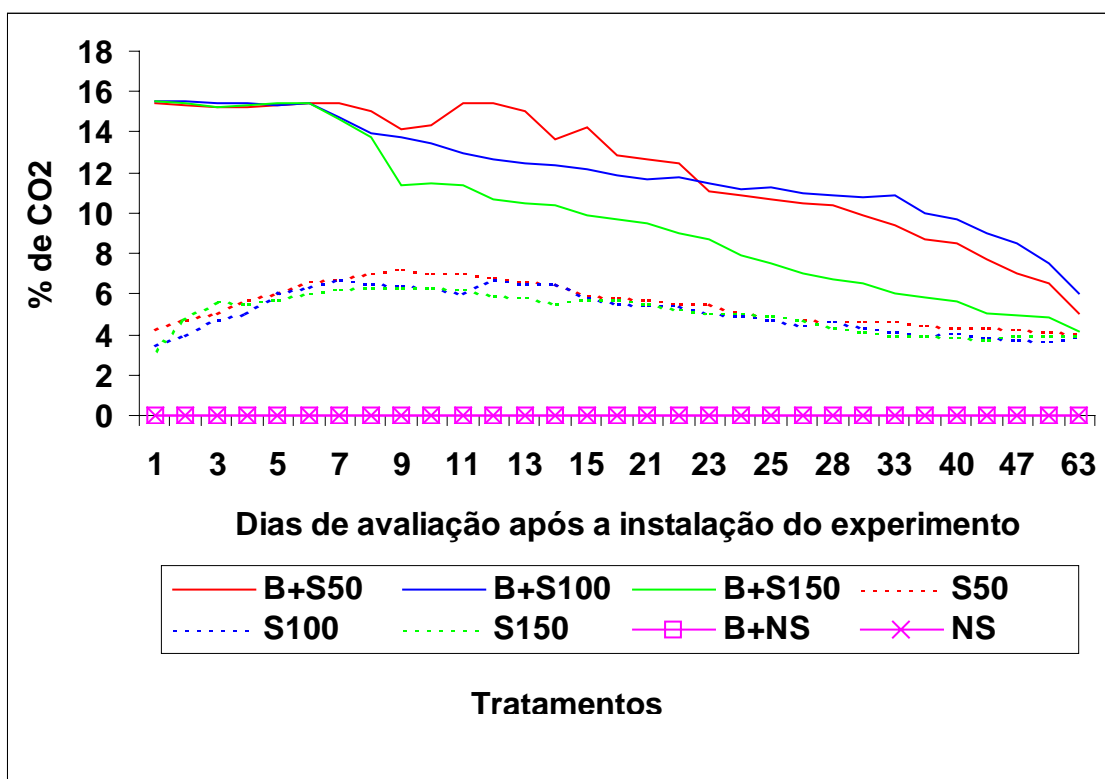


Figura 11. Teores de gás carbônico, medidos a 10 cm de profundidade, na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002). (B+S50) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (B+S100) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (B+S150) Solo com brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (B+NS) Solo com brócolos e não solarizado; (S50) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 50 μm ; (S100) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 100 μm ; (S150) Solo sem brócolos e solarizado com plástico de 150 μm ; (NS) Solo sem brócolos e não solarizado.

Frente aos dados das Figuras 5 e 9 e Quadros 4 e 8 do apêndice pode-se observar que os frascos mantidos em laboratório tiveram 100% de sobreviventes, durante ambos experimentos, o que efetiva a confiabilidade do processo de avaliação.

Confrontando os dados da primeira época de solarização com os da segunda, fica evidente que esta mostrou maior eficácia em inviabilizar os escleródios de *M. phaseolina*. A explicação para tal fato deve-se, provavelmente, ao fato do material orgânico utilizado estar mais lignificado e a ocorrência de maior precipitação, pois de acordo com Cook & Papendick (1972) e Dhingra & Sinclair (1978) *M. phaseolina* é um patógeno cujos sintomas manifestam-se em condições de solo com deficiência hídrica, ratificado por Viana

(1996) que obteve em seu trabalho, significativa redução na germinação de *M. phaseolina*, quando a umidade no substrato foi elevada à saturação.

Na primeira época de solarização, o plástico de 100 μ m foi o mais eficiente na inativação de *M. phaseolina* em comparação com os demais. Já na segunda época, o plástico de 150 μ m foi o que apresentou maior efetividade.

No entanto, pode-se inferir que plásticos menos espessos (50 μ m) também são igualmente eficientes na retenção de gases e calor, possibilitando, assim, controle rápido do patógeno, como verificado neste experimento, o que faz com que o produtor possa utilizar a sua área de plantio de forma mais ágil. Esse resultado está em concordância com os obtidos por Lodha et al. (1997) que também utilizou o plástico de 50 μ m e obtiveram redução de 75-96% de microescleródios de *M. phaseolina*, em 15 dias de solarização. Resultado também promissor, foi obtido por Ramirez-Villapudua & Munnecke (1987) quando trabalharam com incorporação de material orgânico seco (repolho) e solarizado com plástico de 50 μ m no controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans*.

Como desvantagem este filme de 50 μ m está mais sujeito a avarias físicas (rasgos), dificilmente podendo ser reutilizado para uma segunda solarização. Por outro lado, possui a vantagem de ter menor custo por área coberta em relação aos plásticos mais espessos.

Portanto, neste trabalho não foi possível afirmar que os plásticos mais espessos são os mais propícios para trabalhos com solarização associada à incorporação de material orgânico no controle de fitopatógenos veiculados pelo solo, pois os resultados mostraram-se muito próximos, indicando ser a espessura fator pouco relevante.

7 CONCLUSÕES

- A incorporação de brócolos seguida de solarização do solo é eficiente no controle de *Macrophomina phaseolina*, após 14 dias, em condições de campo, independente da espessura do filme de polietileno utilizado;
- Os filmes de polietileno transparente de 50, 100 e 150 μ m de espessura se comportam de forma semelhante no aumento da temperatura do solo, na retenção de gases e na sobrevivência de *Macrophomina phaseolina*;
- A solarização do solo sem a incorporação de brócolos, durante 35 dias, não é eficiente no controle de *Macrophomina phaseolina*, independente da espessura do filme de polietileno utilizado;
- A incorporação de brócolos no solo sem a solarização não foi eficiente no controle de *Macrophomina phaseolina* no período de 35 dias.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AMBRÓSIO, M. M. Q. **Solarização no controle de patógenos e plantas invasoras nas culturas do tomateiro, feijoeiro e meloeiro**. 2000, 26 f. Monografia (Graduação) – Escola Superior de Agricultura de Mossoró, Mossoró-RN.

ALMEIDA, A. M. R. et al. ***Macrophomina phaseolina* em soja: sistema de semeadura, sobrevivência em restos de cultura e diversidade genética**. Londrina: Embrapa Soja, 2001, 47 p.

AHMAD, Y.; HAMEED, A.; ASLAM, M. Effect of soil solarization on corn stalk rot. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 79, p. 17-24, 1996.

BEGA, R. V.; SMITH, R. S. Time-temperature relationships in thermal inactivation of sclerotia of *Macrophomina phaseolina*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 52, p. 632-635, 1962.

BLOK, W. J. et al. Control of Soilborne Plant Pathogens by Incorporating Fresh Organic Amendments Followed by Tarping. **Phytopathology**, St. Paul, v. 90, n. 3, p. 253-259, 2000.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA. Faculdade de Ciências Agrônomicas. Normas para elaboração de dissertação e teses. Botucatu, 2002, 25 p.

BIANCHINI, A.; MARINGONI, A. C & CARNEIRO, S. M. T. P. G. Doenças do feijoeiro. In: KIMATI et al. (Ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 3. ed. São Paulo: Agronômica ceres, 1997, v. 2, p. 397.

BITANCOURT, A. A. Uma nova doença do feijão. **O Biológico**, São Paulo, v. 1, n. 2, 1935.

BUENO, C. J & SOUZA, N. L. Sonda para gases de subsolo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 28, n. 2, p. 215 - 218, 2002.

CLIMA. Disponível em <<http://brasil-web.de/brasil/climapo.htm>> ACESSO em: 27 de jan 2003.

CLOUD, G. L. Comparison of Three Media for Enumeration of Sclerotia of *Macrophomina phaseolina*. **Plant Disease**, St. Paul, v. 75, n. 8, p. 771-772, 1991.

CLOUD, G. L.; RUPE, J. C. Influence of nitrogen, plant growth stage, and environment on charcoal rot of grain sorghum caused by *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 158, p. 203-210, 1994.

COLEY-SMITH, J. R.; COOKE, R. C. Survival and germination of fungal sclerotia. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 9, p. 65-92, 1971.

COOK, R. J., PAPENDICK, R. J. Influence of water potential of soils and 3555 plants on root disease. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 10, p. 349-374, 1972.

DHINGRA, O.D.; SINCLAIR, J. B. **Biology and pathology of *Macrophomina phaseolina***. 1978. 166 f. Monografia - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa-MG.

DWIVEDI, R. S.; DUBEY, R. C. Effect of soil solarization on the population dynamics of *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. And general soil mycoflora. **International Journal of Tropical Plant disease**, New Delhi, v. 5, p. 67-73, 1987.

FIGUEIREDO, M. B.; TERANISHI, J.; CARDOSO, E. R. M. G. Incidência de *Macrophomina phaseolina* em feijoeiro e outras plantas cultivadas. **O Biológico**, São Paulo, v. 35, p. 105-109, 1969.

FORNEY, C. F.; JORDAN, M. A. Anaerobic Production of methanethiol and other compounds by *Brassica* vegetables. **HortScience**, v. 34, n. 4, 1999.

GAMLIEL, A., STAPLETON, J. J. Characterization of antifungal volatile compounds involved from solarized soil amended with cabbage residues. **Phytopathology**, St. Paul, v. 83, p. 899-905, 1993.

GHINI, R. Alternativas para substituir o brometo de metila na agricultura. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v. 27, n. 1, p. 162, 2001.

GOIDANISH, G. Revisione del genere *Macrophomina* Petrak. Species tipica: *Macrophomina phaseolina* (Tassi.) Goid. nov. comb. Nec. *M. Phaseoli* (Maubl.) Ashby. **Annali della Sperimentazione Agraria**, Roma, v. 1, p. 449-461, 1947.

HARTZ, T.K.; CARTER, W. W.; BRUTON, B. D. Failure of fumigation and solarization to control *Macrophomina phaseolina* and subsequent muskmelon vine decline. **Crop Protection**, Surrey, v. 6, p. 261-264, 1987.

HAWKSWORTH, D. L. et al. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of the fungus**. New York: CAB International, 1995. 616 p.

KATAN, J.; DeVAY, J. E. Soil solarization: histórico perspectives, principles, and uses. In: **Soil solarization**. Boca Raton: CRC Press, 1991. p. 23-37.

KATAN, J. et al. Solar heating by polyethylene mulching for the control of disease caused by soilborne pathogens. **Phytopathology**, St. Paul, v. 66, p. 683-688, 1976.

KENDIG, S. R.; RUPE, J. C.; SCOTT, H. D. Effect of irrigation and soil water stress on densities of *Macrophomina phaseolina* in soil and roots of two soybean cultivars. **Plant Disease**, St. Paul, v. 84, p. 895-900, 2000.

KIMATI, H. et al. **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 3. ed. São Paulo: Agronômica ceres, 1997, v. 2, 774 p.

LEFÈVRE, A. F.; SOUZA, N. L. de. Determinação da temperatura letal para *Rhizoctonia solani* e *Sclerotium rolfsii* e efeito da solarização sobre a temperatura do solo. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 19, n. 2, p. 107-112, 1993.

LODHA, S.; SHARMA, S. K.; AGGARWAL, R. K. Solarization and natural heating of irrigated soil amended with cruciferous residues for improved control of *Macrophomina phaseolina*. **Plant Pathology**, London, v. 46, p.186-190, 1997.

LODHA, S.; SINGH, M. & SHARMA, B. M. Solarization Brings Down Soil-borne Pathogens in Arid Lands. **Indian Farming**, New Delhi, v. 40, n. 10, p. 12-13, 1991.

LEWIS, J. A.; PAPAVIDAS, G. C. Effect of sulphur-containing volatile compounds and vapours from cabbage decomposition on *Aphanomyces eusteiches*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 61, p. 208-214.

McCAIN, H.; BEGA, R. V.; JENKINSON, J. L. Solar heating fails to control *Macrophomina phaseolina* from soil. **Phytopathology**, St. Paul, v. 72, p. 985, 1982.

MIHAIL, J. D. *Macrophomina*. In: SINGLETON, L. L.; MIHAIL, J. D.; RUSH, C. M. **Methods for Research on Soilborne Phytopathogenic Fungi**. St. Paul, Minnesota: APS Press, 1992. p. 134-136.

MIHAIL, J. D & ALCORN, S. M. Effects of Soil Solarization on *Macrophomina phaseolina* and *Sclerotium rolfsii*. **Plant Disease**, St. Paul, v. 68, n. 2, 1984.

MIHAIL, J. D.; YOUNG, D. J.; ALCORN, S. M. *Macrophomina*: A plant pathogen of concern in arid lands. In: INTERNATIONAL RESEARCH AND DEVELOPMENT CONFERENCE, 1985, Tucson, Arizona. **Proceedings...** Tucson: 1988. p. 1305-1310.

NORDESTE. Disponível em: <www.climabrasileiro.hpg.ig.com.br/nordeste.htm>
ACESSO em: 27 jan 2003.

PAPAVIDAS, G. C.; LUMSDEN, R. D. Biological control of soilborne fungal propagules. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 18, p. 389-412, 1980.

PEARSON, C. A.; LESLIE, S.; SCWENK, F. W. Host preference correlated with chlorate resistance in *Macrophomina phaseolina*. **Plant Disease**, St. Paul, v. 71, n. 9, p. 828-831, 1987.

RAMIREZ-VILLAPUDUA, J.; MUNNECKE, D. E. Control of cabbage yellows (*Fusarium oxysporum* f.sp. *couglutinans*) by solar heating of field soil amended with dry cabbage residues. **Plant Disease**, St. Paul, v. 78, p. 289-295, 1988.

RAMIREZ-VILLAPUDUA, J.; MUNNECKE, D. E. Control of cabage yellow (*Fusarium oxysporum* f. sp. *Conglutinans*) by solar heating of field soils amended with cabbage residues. **Plant disease**, St. Paul, v. 78, n. 3, p. 217-221, 1987.

RAMIREZ-VILLAPUDUA, J.; MUNNECKE, D. E. Solar heating and amendments control cabbage yellows. **California Agriculture**, Oakland, p. 11-13, 1986.

ROBBS, C. F. Controle biológico de doenças de plantas. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.15, p. 63-72, 1991.

ROSA, E. A. S.; HEANEY, R. K.; FENWICK, G. R. Glucosinolates in crop plants. **Horticultural Reviews**, New York, v. 19, p. 99-215, 1997.

SCHOENMAKER, I. A. S. **Solarization do solo associada à incorporação de materiais orgânicos para o controle de *Pythium* spp.** 2001. 50 f. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba-SP.

SHEIKH, A. H.; GHAFAR. Reduction in viability of sclerotia of *Macrophomina phaseolina* with polyethylene mulching of soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 16, n. 1, p. 77-79, 1984.

SHORT, G. E., WYLLIE, T. D. Inoculum potential of *Macrophomina phaseolina*. **Phytopathology**, St Paul, v. 68, p.742-6, 1978.

SINCLAIR, J. B., BACKMAN, P. A. (Eds.). **Compedium of soybean disease**. 3. ed. American Phytopathological Society. 1989,116 p.

SMITH, W. H. Comparison of mycelial and sclerotial inoculum of *Macrophomina phaseolina* in the mortality of oine seedlings under varying soil conditions. **Phytopathology**, St. Paul, v. 59, p. 379-382, 1969.

SMITH, G. S.; CARVIL, O. N. Fiel screening of commercial and experimental soybean cultivares for their reaction to *Macrophomina phaseolina*. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, n. 4, p. 363-368, 1997.

SOUZA, N. L. de. **Sobrevivência de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* e *Sclerotium rolfsii* em solo solarizado incorporado com matéria orgânica**. 2001. 46 f. Tese (Livre docência) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba-SP.

SOUZA, N. L. de. Solarização do solo. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 20, n. 1, p. 3-15, 1994.

STAPLETON, J. J. Soil solarization in various agricultural production systems. **Crop Protection**, Surrey, v. 19, p. 837-841, 2000.

SUTTON, B. C. **The Coelomycetes**. Surrey: Commonwealth Mycological Institute. 1980. 696 p.

VIANA, F. M. P. **Influência de fatores físicos e de material orgânica na germinação de microescleródios de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goidanich**. 1996. 100 f. Tese (Doutorado) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu-SP

VIENNOT-BOURGIN, G. **Les champignons parasites des plantes cultivées**. Paris: Masson, 1850 p, 1949.

WYLLIE, T. D. et al. Germination and production of *Macrophomina phaseolina* microsclerotia as affected by oxygen and carbon dioxide concentration. **Plant and soil**, Dordrecht, v. 81, p. 195-201, 1984.

ZAUMEYER, W.J.; THOMAS, H.R. **A monographic study of bean disease and methods for their control**. Washinton: USDA, 255p, 1957. (USDA. Technical Bulletin, 868).

APÊNDICE

Quadro 3. Dados de temperatura do solo na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).

Dias	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS
1	41	42	41	37	40	40	33	31
2	36	36	37	30	35	35	31	26
3	36	36	37	30	35	35	31	26
4	36	37	37	31	36	35	32	29
5	36	36	37	30	35	35	31	26
6	41	42	41	37	40	40	33	31
7	36	36	37	30	35	35	31	26
8	41	42	41	37	40	40	33	31
9	41	42	41	37	40	40	33	31
10	37	38	37	25	36	35	30	28
11	42	43	43	43	42	42	35	34
12	45	47	46	47	45	46	36	36
13	46	48	47	48	45	46	36	37
14	45	47	46	47	45	46	36	36
15	43	43	43	43	43	42	37	35
16	44	45	44	37	43	43	39	33
17	36	37	36	25	26	34	26	27
18	31	32	31	37	30	30	26	22
19	40	41	41	41	39	40	30	31
20	43	45	44	45	43	43	34	35
21	45	47	46	47	45	46	36	36
22	45	47	46	47	45	46	36	37
23	46	48	47	48	45	46	36	36
24	44	45	44	46	43	43	39	34
25	37	38	37	25	36	35	30	28
26	32	33	32	29	31	30	25	27
27	37	38	38	31	37	37	30	27
28	38	39	39	34	37	38	31	28
29	34	34	34	27	33	33	24	25
30	36	37	37	31	36	35	32	29
31	34	33	35	29	33	32	32	25
32	41	41	41	35	40	37	32	30
33	40	40	40	37	40	39	31	32
34	42	42	42	43	42	41	39	34
35	44	44	44	43	43	43	35	35

Quadro 5. Dados de oxigênio, medidos na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).

Dias	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS
1	1,50	0,60	0,40	15,10	16,20	16,60	20,90	20,90
2	0,40	0,40	0,30	13,20	13,90	14,60	20,50	20,90
3	0,50	0,80	0,30	12,10	13,00	13,40	20,80	21,10
4	0,50	1,60	0,20	11,60	12,80	13,50	20,70	20,90
5	0,40	0,80	0,20	11,30	12,30	12,40	20,30	20,50
6	0,40	3,50	0,20	12,00	13,30	13,00	20,60	20,80
7	0,40	4,40	0,30	12,20	13,30	13,30	20,60	20,70
8	0,40	4,30	0,50	12,10	13,10	14,00	20,60	20,70
9	0,60	3,70	1,20	13,40	13,00	13,20	20,70	20,80
10	1,90	5,60	2,40	12,90	13,40	13,60	20,50	20,70
14	7,90	12,80	6,30	14,70	15,30	15,50	20,80	20,90
21	11,30	13,80	9,50	15,50	15,90	16,00	20,70	20,80
28	11,90	14,50	9,90	15,10	15,40	15,80	20,70	20,80
35	12,90	14,40	14,40	15,20	15,20	15,70	20,70	20,80
38	14,30	15,30	15,90	15,40	15,70	15,60	20,70	20,80

Quadro 6. Dados de gás carbônico, medidos na primeira época de solarização (outubro a dezembro de 2001).

Dias	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS
1	14,40	15,10	15,20	4,30	3,50	3,20	0,00	0,00
2	15,20	15,20	15,30	5,70	5,20	4,70	0,00	0,00
3	15,10	14,90	15,30	6,60	5,90	5,60	0,00	0,00
4	15,10	14,30	15,30	7,00	6,00	5,50	0,00	0,00
5	15,20	14,90	15,30	7,20	6,40	6,30	0,00	0,00
6	15,20	12,90	15,30	6,60	5,70	5,90	0,00	0,00
7	15,20	12,20	15,30	6,50	5,70	5,70	0,00	0,00
8	15,20	12,30	15,20	6,60	5,80	5,10	0,00	0,00
9	15,10	12,80	14,60	5,60	5,90	5,80	0,00	0,00
10	14,10	11,40	13,70	6,00	5,60	5,40	0,00	0,00
14	9,70	6,00	10,90	4,60	4,20	4,00	0,00	0,00
21	7,20	5,30	8,50	4,00	3,70	3,70	0,00	0,00
28	6,70	4,80	8,20	4,40	4,10	3,90	0,00	0,00
35	6,00	4,90	4,80	4,30	4,30	3,90	0,00	0,00
38	4,90	4,20	3,80	4,10	3,90	4,00	0,00	0,00

Quadro 7. Dados de temperatura do solo na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).

Dias	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS
1	38	35	36	41	37	35	32	32
2	38	34	36	38	35	33	30	29
3	38	34	35	39	35	32	30	30
4	42	37	38	43	39	36	34	34
5	40	35	36	38	36	33	31	30
6	38	35	34	38	35	33	31	31
7	39	36	37	40	37	35	33	31
8	39	36	36	40	36	34	32	30
9	35	33	32	34	33	31	27	27
10	33	31	30	33	30	29	27	26
11	39	35	34	39	34	32	30	29
12	39	34	33	39	34	32	30	29
13	41	37	38	41	36	36	33	32
14	39	36	36	40	35	34	32	32
15	31	30	30	29	28	28	25	24
16	35	32	31	34	30	29	27	27
17	28	28	26	26	26	26	23	22
18	36	32	31	35	30	29	27	26
19	41	37	36	40	34	35	33	32
20	42	39	39	42	37	38	35	33
21	41	38	38	41	37	36	33	33
22	31	30	29	30	28	28	25	24
23	39	34	33	38	33	32	29	28
24	34	33	30	31	30	29	26	26
25	37	34	31	35	31	30	26	26
26	37	35	34	36	32	33	29	29
27	39	36	37	38	33	34	31	30
28	32	30	30	30	28	29	26	25
29	31	29	28	29	29	28	24	24
30	31	29	30	30	26	26	25	24
31	34	32	32	32	29	29	26	25
32	38	34	32	36	31	32	29	28
33	40	36	35	39	34	35	32	30
34	33	31	32	32	29	29	27	27
35	31	30	30	30	28	29	26	25

Quadro 8. Dados de sobreviventes na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).

Avaliações	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS	Laboratório
0	10	10	10	10	10	10	10	10	10
7	5,1	1,1	0,8	10	10	10	10	10	10
14	0,2	0	0	10	10	10	10	10	10
21	0	0	0	10	10	10	9,8	10	10
28	0	0	0	10	10	10	9,5	10	10
35	0	0	0	9,6	10	10	9,8	10	10

Quadro 9. Dados de oxigênio, medidos na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).

Dias	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS
1	1,6	0,9	0,3	15,2	16,2	16,6	20,9	20,9
2	0,7	0,3	0,2	14,7	15,7	16	20,7	20,8
3	0,4	0,3	0,2	13,6	15	15,7	20,5	20,7
4	0,4	0,2	0,2	13	14,7	15	20,4	20,5
5	0,3	0,2	0,1	13	14,2	14,7	20,3	20,4
6	0,3	0,1	0,1	12,9	14	14	20,3	20,3
7	0,2	0,1	0,1	12,6	13,7	13,6	20,3	20,4
8	0,2	0,1	0,1	12,7	13,5	13,2	20,4	20,3
9	0,5	0,2	0,3	12,7	13,3	13	20,5	20,5
10	0,7	0,4	1,1	12,7	13,5	13,4	20,6	20,7
11	1,7	1,8	2	13	14	13,7	20,7	20,6
12	3,6	4,3	2,7	13,7	14,2	14,3	20,6	20,7
13	3,8	4,7	3,4	13,9	14,5	14,6	20,7	20,7
14	4,1	5,6	4,5	14	14,7	14,7	20,7	20,7
15	5,9	7,8	5	14,2	14,9	15	20,6	20,7
20	8,2	8,6	5,5	14,2	14,8	15,2	20,6	20,7
21	8,6	9	5,7	14,4	14,9	15,5	20,5	20,6
22	9,6	11,3	6	14,7	15	15,6	20,6	20,7
23	9,7	11,7	6,5	14,4	15,2	15,8	20,7	20,7
24	10,9	12,8	7,6	14,8	15,4	15,4	20,6	20,8
25	11,3	13	8	14,5	15,3	15,6	20,7	20,8
26	11,2	13,2	8,4	14,7	15,4	15,7	20,7	20,7
28	12	13,4	8,7	15	15,5	15,9	20,7	20,8
31	12,5	13,7	9	15,2	15,6	16	20,6	20,7
33	12,7	13,9	9,7	15	15,5	16,2	20,8	20,8
37	13	14	10,6	15	15,5	16	20,8	20,8
40	13,2	14,2	11,7	15,5	15,4	16,2	20,9	20,9
45	13,4	14,3	12,5	15,6	15,5	16,4	20,7	21
47	13,7	14,5	13,4	15,4	15,7	16,3	20,8	20,8
54	13,9	14,7	14	15,7	15,8	16,5	20,8	20,9
63	14,2	15	15,2	15,7	15,8	16,5	20,8	20,9

Quadro 10. Dados de gás carbônico, medidos na segunda época de solarização (janeiro a março de 2002).

Dias	B+S50	B+S100	B+S150	S50	S100	S150	B+NS	NS
1	15,4	15,5	15,5	4,3	3,5	3,2	0	0
2	15,3	15,5	15,4	4,7	4	4,7	0	0
3	15,2	15,4	15,2	5	4,7	5,6	0	0
4	15,2	15,4	15,3	5,7	5	5,5	0	0
5	15,3	15,3	15,4	6	6	5,7	0	0
6	15,4	15,4	15,4	6,6	6,3	6	0	0
7	15,4	14,7	14,6	6,7	6,7	6,2	0	0
8	15	13,9	13,7	7	6,5	6,3	0	0
9	14,1	13,7	11,4	7,2	6,4	6,3	0	0
10	14,3	13,5	11,5	7	6,3	6,3	0	0
11	15,4	13	11,4	7	6	6,2	0	0
12	15,4	12,7	10,7	6,8	6,7	5,9	0	0
13	15	12,5	10,5	6,6	6,5	5,8	0	0
14	13,6	12,4	10,4	6,5	6,5	5,5	0	0
15	14,2	12,2	9,9	5,9	5,8	5,7	0	0
20	12,9	11,9	9,7	5,8	5,5	5,7	0	0
21	12,7	11,7	9,5	5,7	5,4	5,5	0	0
22	12,5	11,8	9	5,5	5,4	5,2	0	0
23	11,1	11,5	8,7	5,5	5	5	0	0
24	10,9	11,2	7,9	5	4,9	5	0	0
25	10,7	11,3	7,5	4,9	4,7	4,9	0	0
26	10,5	11	7	4,7	4,5	4,7	0	0
28	10,4	10,9	6,7	4,6	4,6	4,4	0	0
31	9,9	10,8	6,5	4,6	4,4	4,2	0	0
33	9,4	10,9	6	4,6	4,2	4	0	0
37	8,7	10	5,8	4,5	4	4	0	0
40	8,5	9,7	5,6	4,4	4,1	3,9	0	0
45	7,7	9	5	4,4	3,9	3,8	0	0
47	7	8,5	4,9	4,3	3,8	4	0	0
54	6,5	7,5	4,8	4,2	3,7	4	0	0
63	5	6	4,2	4,1	3,9	4	0	0

Quadro 11. Sobrevivência de *Macrophomina phaseolina* nas duas épocas de solarização.

Plástico	Brócolo	Momentos de avaliações				
		M 7	M 14	M 21	M 28	M 35
S 50	B	30,0 ± 50 a β (30,0; 31,0) C	7,0 ± 1,0 a β (6,0; 9,0) B	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A
	NB	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	39,0 ± 0,5 b α (38,0; 39,0) A
S 100	B	22,0 ± 1,0 a α (21,0; 24,0) B	0,0 ± 0,0 a α (0,0 ± 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0 ± 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A
	NB	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) B	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) B	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) B	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) B	38,0 ± 1,0 b α (38,0; 40,0) A
S 150	B	21,0 ± 0,0 a α (21,0; 23,0) C	10,0 ± 0,5 a δ (10,0; 11,0) B	0,0 ± 0,0 a α (0,0 ± 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A	0,0 ± 0,0 a α (0,0; 0,0) A
	NB	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 b α (40,0; 40,0) A	39,5 ± 0,5 b α (39,0; 40,0) A
NS	B	40,0 ± 0,0 a δ (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 a δ (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,5 a β (39,0; 40,0) A	39,0 ± 0,5 a β (38,0; 40,0) A	40,0 ± 0,50 a β (39,0; 40,0) A
	NB	40,0 ± 0,0 a α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 a α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 a α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 a α (40,0; 40,0) A	40,0 ± 0,0 a α (40,0; 40,0) A

Mediana ± Semiamplitude interquartílica
Valor Mínimo e Valor Máximo

Letra minúscula: Comparação de brócolos dentro de plástico e momento

Letra maiúscula: Comparação de momento dentro de plástico e brócolos

Letra grega: Comparação de plástico dentro de brócolos e momento