

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

**SOBREVIVÊNCIA EM MICROCOSMO E EM CAMPO SOLARIZADO DE
FITOPATÓGENOS SUBMETIDOS À FERMENTAÇÃO ACELERADA DE
DIFERENTES MATERIAIS ORGÂNICOS**

MÁRCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBRÓSIO

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu,
para obtenção do título de Doutor em Agronomia
(Proteção de Plantas).

BOTUCATU – SP
Fevereiro – 2006

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

**SOBREVIVÊNCIA EM MICROCOSMO E EM CAMPO SOLARIZADO DE
FITOPATÓGENOS SUBMETIDOS À FERMENTAÇÃO ACELERADA DE
DIFERENTES MATERIAIS ORGÂNICOS**

MÁRCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBRÓSIO

Orientador: Prof. Dr. Nilton Luiz de Souza

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu,
para obtenção do título de Doutor em Agronomia
(Proteção de Plantas).

BOTUCATU – SP
Fevereiro – 2006

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E
TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO
UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

A496s Ambrósio, Márcia Michelle de Queiroz, 1976-
Sobrevivência em microcosmo e em campo solarizado de
fitopatógenos submetidos à fermentação acelerada de dife-
rentes materiais orgânicos / Márcia Michelle de Queiroz
Ambrósio. - Botucatu : [s.n.], 2006.
xv, 110 f. : il. color., gráfs., tabs.

Tese (Doutorado) -Universidade Estadual Paulista, Fa-
culdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2006

Orientador: Nilton Luiz de Souza

Inclui bibliografia

1. Solos - Solarização. 2. Resíduos orgânicos. 3. Fungos
do solo. 4. Fermentação. I. Souza, Nilton Luiz. II. Uni-
versidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho"
(Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas.
III. Título.

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

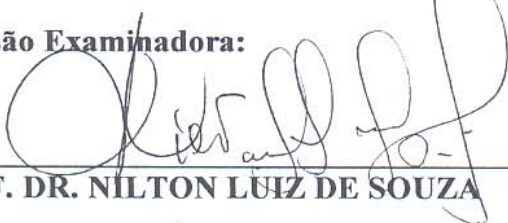
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

**TÍTULO: SOBREVIVÊNCIA EM MICROCOSMO E EM CAMPO SOLARIZADO
DE FITOPATÓGENOS SUBMETIDOS À FERMENTAÇÃO
ACELERADA DE DIFERENTES MATERIAIS ORGÂNICOS.**

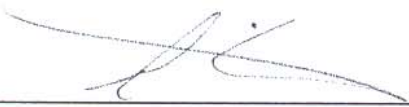
ALUNO: MARCIA MICHELLE DE QUEIRÓZ AMBROSIO

ORIENTADOR: PROF. DR. NILTON LUIZ DE SOUZA

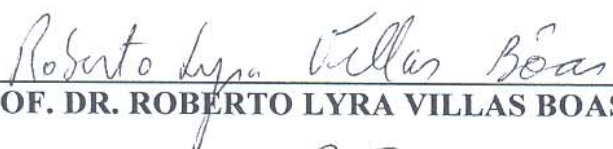
Aprovado pela Comissão Examinadora:



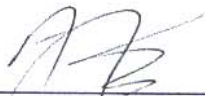
PROF. DR. NILTON LUIZ DE SOUZA



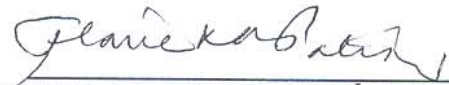
PROF. DR. EDSON LUIZ FURTADO



PROF. DR. ROBERTO LYRA VILLAS BOAS



PROF. DR. ALFREDO SETTI URASHIMA



DRA. FLAVIA RODRÍGUEZ A. PATRÍCIO

Data da realização: 21 de fevereiro de 2006

“O Senhor é meu pastor, nada me faltará. Em verdes pastagens me faz repousar; para fontes tranqüilas me conduz e restaura minhas forças; ele me guia por bons caminhos por causa do seu nome. Embora eu camínhe por um vale tenebroso, nenhum mal temerei, pois junto a mim estás; teu bastão e teu cajado me deixam tranqüilo. Diante de mim preparas a mesa, a frente dos meus opressores; unges minha cabeça com óleo, e minha taça transborda. Sim, felicidade e amor me acompanham todos os dias da minha vida. Minha morada é a casa de Deus, por dias sem fim.

Salmo 23

Aos meus queridos e amados pais, pela vida
e por todos os ensinamentos concretos de perseverança,
honestidade e trabalho e aos meus irmãos, cunhada e
sobrinhos por fazerem parte dessa conquista.

OFEREÇO

A minha inesquecível tia Maria do Livramento
Queiroz Duarte (in memoriam) por ter sido
grande incentivadora desse sonho.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A **Deus**, pela sublime oportunidade de vida, pelas vitórias conquistadas e principalmente por sua presença constante em minha vida.

Ao **Prof. Dr. Nilton Luiz de Souza**, o qual tenho grande admiração, pelo exemplo de orientação, determinação, comprometimento, ética, humildade e sobretudo por seus ensinamentos e amizade.

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

À amiga-irmã **Márcia Aparecida Cezar**, pelos agradáveis anos de convívio, grande apoio nos momentos mais difíceis e a sincera 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.

A **Professora Dr. Selma Rogéria de Carvalho Nascimento** pelo apoio e incentivo.

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

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

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

À **Dra. Ester Baldini** e a **Plaza Indústria e Comércio Ltda** pelo material orgânico cedido para a realização deste trabalho.

À **amiga Renata de Cássia Câmara**, pela amizade e ajuda nos experimentos.

Ao **amigo Cláudio Luiz da Cruz** pela ajuda na diagramação da tese.

Aos estagiários **Victor Gaspar, Irina Taboga Cebrian, Lina Chuan Wong** e **Luciana Mitiko Takahashi** pela ajuda e amizade.

Aos amigos do curso de pós-graduação, **Adimara Colturato, Alnusa Maria de Jesus, Andréia Kazumi Nakatani, Caroline da Costa Melo, César Júnior Bueno, Cristiane Aparecido Ceriani, Humberto Shiomi, Juliana Cristina Sodário Cruz, Marco Antonio Tavares Rodrigues, Patrícia Paraíso Lopes Pinheiro e Rosana Sambugaro**, pela companhia, incentivo e agradável convivência.

Aos **funcionários** José Martins Dias e Paulo Roberto Rodrigues pela ajuda prestada nos experimentos de campo.

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.....	X
LISTA DE TABELAS.....	XIII
1 RESUMO.....	1
2 SUMMARY.....	3
3 INTRODUÇÃO.....	5
4 REVISÃO DE LITERATURA.....	7
4.1 Fungos veiculados pelo solo.....	7
4.1.1 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2.....	8
4.1.2 <i>Macrophomina phaseolina</i>	9
4.1.3 <i>Rhizoctonia solani</i>	10
4.1.4 <i>Sclerotium rolfsii</i>	11
4.2 Controle de patógenos veiculados pelo solo.....	12
4.2.1 Solarização do solo.....	13

4.2.2 Experimentos em microcosmo.....	13
4.2.3 Incorporação de material orgânico.....	14
4.2.4 Solarização do solo associado à incorporação de material orgânico.....	15
4.2.5 Microcosmo associado à incorporação de material orgânico.....	17
4.2.6 Materiais orgânicos específicos.....	18
4.2.6.1 Brócolos.....	18
4.2.6.2 Eucalipto.....	19
4.2.6.3 Mamona.....	20
4.2.6.4 Mandioca.....	21
5 MATERIAL E MÉTODOS.....	24
5.1 Considerações Gerais.....	24
5.1.1 Patógenos e materiais orgânicos.....	24
5.1.2 Multiplicação dos patógenos.....	25
5.1.2.1 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2.....	25
5.1.2.2 <i>Macrophomina phaseolina</i>	25

5.1.2.3 <i>Rhizoctonia solani</i>	26
5.1.2.4 <i>Scerotium rolfsii</i>	26
5.2 Experimentos em microcosmo.....	26
5.2.1 Instalação.....	26
5.2.2 Delineamento experimental.....	27
5.2.3 Avaliação da sobrevivência dos fungos.....	27
5.2.4 Meios semi-seletivos.....	28
5.3 Experimentos em campo.....	29
5.3.1 Delineamento experimental.....	30
5.3.2 Instalação.....	30
5.3.3 Avaliação da sobrevivência dos fungos.....	32
5.3.4 Análise dos dados.....	33
6 RESULTADOS E DISCUSSÃO	34
6.1 Experimentos em microcosmo.....	34
6.1.1 Sobrevivência dos fungos.....	34

6.1.1.1 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2.....	34
6.1.1.2 <i>Macrophomina phaseolina</i>	36
6.1.1.3 <i>Rhizoctonia solani</i>	37
6.1.1.4 <i>Sclerotium rolfsii</i>	38
6.2 Experimentos em campo.....	41
6.2.1 Experimento 1.....	41
6.2.1.1 Temperatura.....	41
6.2.1.2 Gases (CO ₂ e O ₂).....	45
6.2.1.3 Sobrevivência dos fungos.....	46
6.2.2 Experimento 2.....	52
6.2.2.1 Temperatura.....	52
6.2.2.2 Gases (CO ₂ e O ₂).....	56
6.2.2.3 Sobrevivência dos fungos.....	57
7 CONCLUSÕES	71
8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	73

9 APÊNDICE.....	88
------------------------	-----------

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2.....	35
2. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de <i>Macrophomina phaseolina</i>	37
3. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de <i>Rhizoctonia solani</i>	38
4. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de <i>Sclerotium rolfsii</i>	41
5. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 1 em campo.....	42
6. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 1 em campo, nos tratamentos com cobertura plástica.....	44
7. Porcentagem média de CO ₂ e O ₂ no experimento 1 em campo.....	46
8. Sobrevivência de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2 no experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004).....	48
9. Sobrevivência de <i>Macrophomina phaseolina</i> no experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004).....	49

10. Sobrevivência de <i>Rhizoctonia solani</i> no Experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004).....	50
11. Sobrevivência de <i>Sclerotium rolfsii</i> no experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004).....	52
12. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 2 em campo.....	54
13. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 2 em campo, nos tratamentos com cobertura plástica.....	55
14. Porcentagem média de CO ₂ e O ₂ no experimento 2 em campo.....	56
15. Sobrevivência de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2 no experimento 2 em campo (Fevereiro a março de 2005).....	58
16. Detalhe do crescimento de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2 aos 28 dias da instalação do experimento.....	59
17. Sobrevivência de <i>Macrophomina phaseolina</i> no experimento 2 em campo (fevereiro a março de 2005).....	61
18. Detalhe do crescimento de <i>Macrophomina phaseolina</i> aos 28 dias da instalação do experimento.....	62
19. Sobrevivência de <i>Rhizoctonia solani</i> no experimento 2 em campo (fevereiro a março de 2005).....	64

20. Detalhe do crescimento de <i>Rhizoctonia solani</i> aos 28 dias da instalação do experimento.....	65
21. Sobrevivência de <i>Sclerotium rolfsii</i> no experimento 2 em campo (fevereiro a março de 2005).....	67
22. Detalhe do crescimento de <i>Sclerotium rolfsii</i> aos 28 dias da instalação do experimento.....	68

LISTA DE TABELAS

Tabela	Página
1. Elementos das fontes de materiais orgânicos avaliados.....	31
2. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).....	89
3. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Macrophomina phaseolina</i>) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).....	90
4. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Rhizoctonia solani</i>) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).....	91
5. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Sclerotium rolfsii</i>) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).....	92
6. Dados de temperaturas médias diárias e precipitação do experimento de campo 1.....	93
7. Dados de temperaturas diárias máximas nos tratamentos onde associou-se as técnicas e precipitação do experimento de campo 1.....	95
8. Dados de gases (CO ₂ e O ₂) medidos no experimento de campo 1.....	96

9. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 1.....	98
10. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Macrophomina phaseolina</i>) conforme tratamento e época de coleta do experimento de Campo 1.....	99
11. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Rhizoctonia solani</i>) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 1.....	100
12. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Sclerotium rolfsii</i>) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 1.....	101
13. Dados de temperaturas médias diárias e precipitação do experimento de campo 2.....	102
14. Dados de temperaturas diárias máximas nos tratamentos onde associou-se as técnicas e precipitação do experimento de campo 2.....	104
15. Dados de gases medidos no experimento de campo 2.....	105
16. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> Raça 2) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2.....	107
17. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (<i>Macrophomina phaseolina</i>) conforme tratamento e época de coleta do experimento de Campo 2.....	108

18. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Rhizoctonia solani*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2... 109
19. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Sclerotium rolfsii*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2..... 110

1 RESUMO

A solarização é uma das alternativas de controle físico para vários fitopatógenos que podem sobreviver por vários anos no solo por meio de estruturas de resistência, causando danos em muitas culturas, e muitas vezes inviabilizando vastas áreas agrícolas. No entanto, existem algumas espécies que possuem temperatura letal acima daquela atingida pela solarização do solo. Vem sendo estudado a incorporação de material orgânico previamente a colocação do plástico, situação esta que promove o aprisionamento dos gases oriundos da decomposição, conferindo um efeito aditivo à solarização. O objetivo do presente trabalho consistiu na prospecção de materiais orgânicos promissores para produzir voláteis fungitóxicos capazes de controlar fitopatógenos de solo. Foram realizados dois ensaios em condições de microcosmo (câmara de vidro) para simular a solarização do solo, onde incorporou-se 1kg/m^2 de material orgânico fresco e posteriormente, dois experimentos de campo, em épocas diferentes e em áreas contíguas com os mesmos materiais orgânicos. No primeiro experimento foi incorporado 1kg/m^2 de material orgânico e no segundo 3Kg/m^2 . Estudou-se quatro fitopatógenos (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2; *Macrophomina phaseolina*; *Rhizoctonia solani* AG-4 HGI e *Sclerotium rolfsii*) frente a quatro

materiais orgânicos frescos e triturados incorporados ao solo (folhas e ramos de brócolos, eucalipto, mamona e mandioca brava). O controle dos fungos foi avaliado por meio da análise da sobrevivência das estruturas em meio semi-seletivo específicos, durante quatro períodos (7, 14, 21 e 28 dias do início do experimento). Nos experimentos de campo, foram monitoradas a temperatura por um coletor de dados Tipo CR23X (Campbell Scientific) e a porcentagem de CO₂ e de O₂ pelo equipamento analisador de gases (Texto 325-1). Em ambos os experimentos de campo, todos os tratamentos onde aplicou-se a solarização houve a retenção de CO₂, sendo que quando incorporou-se material, a porcentagem média de gás carbônico foi sempre maior. Entretanto, a proporção de material incorporado, pouco influenciou no aumento da concentração média de CO₂. Também, nos tratamentos onde não aplicou-se a cobertura plástica, o dióxido de carbono liberado pelos resíduos orgânicos incorporados ao solo, foi volatilizado e o oxigênio ficou em torno de 20%. A associação da incorporação de materiais orgânicos (brócolos, eucalipto, mamona e mandioca) com a simulação da solarização, propiciou inativação de todos os fungos estudados. A associação da incorporação dos materiais orgânicos (1kg/m²) com a solarização do solo não inativou os fungos estudados, no entanto, quando incorporou-se (3kg/m²) os patógenos *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2, *M. phaseolina* e *R. solani* AG-4 HGI foram erradicados. Para *S. rolfsii* foi obtido uma diminuição significativa no número médio de colônias quando associou-se a solarização com a incorporação de mamona, dentro do período estudado. A incorporação de mandioca (3 kg/m²) seguido de solarização propiciou o controle de todos os fungos estudados com menos de sete dias da instalação do experimento, sendo tão eficiente quanto o brócolos na erradicação desses fitopatógenos veiculados pelo solo.

SURVIVAL OF SOILBORNE PLANT PATHOGENS IN MICROCOSM AND SOLARIZED FIELD SUBMITTED TO ACCELERATED FERMENTATION OF DIFFERENT ORGANIC MATERIALS. Botucatu, 2005. 110 f. Tese (Doutorado em Agronomia/ Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2005.

Author: MÁRCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBRÓSIO

Adviser: NILTON LUIZ DE SOUZA

2 SUMMARY

Solarization is one of the physical control alternatives available against a number of plant pathogens capable of surviving for several years in the soil by means of resistance structures, causing damage to many crops, and often rendering vast agricultural areas unviable. However, there are a few species whose lethal temperature is above the temperature reached during soil solarization. The incorporation of organic material prior to mulching with plastic is currently being studied. This condition promotes the trapping of gases from decomposition, imparting an additive effect to solarization. The objective of the present work consisted in the investigation of organic materials which are promising to produce fungitoxic volatiles that can control soil plant pathogens. Two assays were carried out under microcosmic conditions (glass chamber) to simulate soil solarization, in which 1kg/m² of fresh organic material were incorporated. Later, two field experiments were carried out during different seasons and at contiguous areas, using the same organic materials. In the first experiment, 1kg/m² of organic material was incorporated, while 3Kg/m² were incorporated in the second. Four plant pathogens (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Strain 2; *Macrophomina phaseolina*; *Rhizoctonia solani* AG-4 HGI, and *Sclerotium rolfsii*) were studied under four types of fresh, ground organic materials incorporated into the soil (leaves and branches of broccoli, eucalyptus, castor bean, and wild cassava). Fungus control was evaluated through the analysis of the survival of structures in a specific semi-selective medium, during four periods (7, 14, 21, and 28 days from the beginning of the experiment). In

the field experiments, temperature was monitored with a Type CR23X (Campbell Scientific) data collector, and CO₂ and O₂ percentages were monitored with a Testo 325-1 gas analyzer equipment. In both field experiments, CO₂ retention occurred in all treatments where solarization was applied; when material was incorporated, the mean carbon dioxide percentage was always higher. However, the proportion of incorporated material had little influence on increase of the mean CO₂ concentration. In addition, in treatments where plastic mulch was not applied the carbon dioxide released by the organic residues incorporated to the soil was volatilized and oxygen was around 20%. The association between incorporation of organic materials (broccoli, eucalyptus, castor bean, and cassava) and solarization simulation provided the inactivation of all fungi studied. The association between incorporation of organic materials (1kg/m²) and soil solarization did not inactivate the fungi studied; however, when 3kg/m² were incorporated, the pathogens *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Strain 2, *M. phaseolina*, and *R. solani* AG-4 HGI were eradicated. A significant decrease in the mean number of colonies was obtained for *S. rolfsii* when solarization was associated with the incorporation of castor bean during the study period. The incorporation of cassava (3 kg/m²) followed by solarization provided the control of all fungi studied in less than seven days from the installation of the experiment, and was as efficient as broccoli in the eradication of these soil-borne plant pathogens.

Keywords: Soilborne Survival, solarization, organic material, fermentation.

3 INTRODUÇÃO

Os fitopatógenos veiculados pelo solo são organismos que apresentam difícil controle, devido às estruturas especializadas de resistência que garantem a sobrevivência em condições adversas e por longos períodos.

O tratamento do solo com produtos químicos, envolve o uso de fumigantes, como o brometo de metila, que apresentam, segundo Ghini, (2001) riscos para o ambiente e para o homem, além de provocar a destruição na camada de ozônio.

A solarização do solo é uma das alternativas de controle para vários patógenos veiculados pelo solo. Entretanto, existem fitopatógenos que possuem temperatura letal acima daquela atingida pela solarização do solo, além do fato de que muitos fitopatógenos necessitam para sua inativação de período de solarização acima de 30 dias, sendo necessário deixar a área imobilizada, sendo esta uma das limitações dessa técnica, quando utilizada isoladamente (Souza & Bueno, 2003).

Dessa forma, vem sendo estudado, a incorporação de material orgânico previamente à colocação do plástico, situação esta que promove o aprisionamento dos gases oriundos da decomposição, conferindo um efeito aditivo à solarização. Muitos

materiais já estão sendo relatados como promissores visando os patógenos habitantes do solo que apresentam estruturas de resistência, que garantem a sua sobrevivência por vários anos no solo. O emprego de resíduos de brássicas (fresco ou seco) associado à técnica de solarização tem sido usado com bastante eficiência no controle de vários fitopatógenos (Lodha et al., 1997; Gamliel & Stapleton, 1993a) e embora esses materiais sejam comprovadamente atuantes como agentes letais a patógenos residentes do solo há uma necessidade de encontrar novos materiais com ação fitotóxica a fitopatógenos e que possam ser encontrados em diversas regiões onde os mesmos ocorram com frequência, causando danos e perdas para agricultura.

Portanto, o objetivo do presente trabalho consistiu na prospecção de materiais orgânicos, promissores para produzir voláteis e controlar fitopatógenos de solo, em condição de fermentação acelerada, em câmara de vidro, na qual é simulada a solarização do solo e em condições de campo além de estabelecer a correlação dos testes em microcosmo com os resultados da solarização em situação prática.

4 REVISÃO DE LITERATURA

4.1 Fungos veiculados pelo solo

Os fungos fitopatogênicos veiculados pelo solo apresentam estruturas de resistência que garantem a sobrevivência dos mesmos, frente a situações adversas, tais como ausência do hospedeiro e/ou condições climáticas desfavoráveis (Amorim, 1995), esses patógenos, uma vez introduzidos em áreas cultivadas, tornam-se um grande problema fitossanitário, pois suas estruturas de resistência são de difícil controle e ainda, podem sobreviver vários anos no solo.

Esses patógenos causam perdas em inúmeras plantas cultivadas economicamente, devido aos danos que causam as mesmas. Cada fungo é especializado em produzir determinada estruturas de resistência. Por exemplo, os oósporos por *Pythium* e *Phytophthora*, microescleródios por *Macrophomina phaseolina* e *Verticillium dahliae*, escleródios por *Rhizoctonia*, *Sclerotium rolfsii*, *Sclerotium cepivorum* e *Sclerotinia sclerotiorum* e clamidósporos por certas espécies de *Fusarium* (Amorin, 1995).

Muitos trabalhos relatam sobre o tempo de sobrevivência dos principais gêneros de fungos no solo. Segundo Cloud & Rupe (1994), os microescleródios de *Macrophomina phaseolina*, produzidos em tecidos de plantas, são liberados ao solo com a decomposição dos resíduos da cultura, permanecendo viáveis por períodos entre dois e 15 anos, Cerezini (1989), afirmou que na ausência de hospedeiro o fungo *Verticillium* produz microescleródios e estas estruturas permanecem viáveis no solo por período entre seis até 14 anos. Já, Cunha (1991), relatou a produção de escleródios de *Sclerotium cepivorum* e a sua permanência no solo por muitos anos.

A capacidade que os fungos veiculados pelo solo apresentam em produzir estruturas de resistência, aliado a ampla gama de hospedeiras que algumas espécies possuem, tornam as atuais medidas de controle (químico, cultural, biológico) ineficientes.

4.1.1 *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2

O fungo *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Snyder & Hansen Raça 2 causa a murcha de Fusarium, uma doença que ocorre em todas as regiões onde o tomateiro é cultivado. É um fungo mitospórico da classe forma Hyphomycetes e os conídios são formados exógenamente em esporodóquios (Hawksworth et al., 1995).

Produz macroconídios hialinos, alantóides, com 2 a 4 septos, de paredes finas e microconídios hialinos, elípticos, com uma ou duas células, além de clamidósporos, estruturas de resistência, que permitem a sobrevivência do fungo no solo por mais de 10 anos (Kurozawa & Pavan, 1997). A disseminação do fungo à longas distâncias é feita principalmente por sementes. Vento, água, tratos culturais e implementos agrícolas são responsáveis pela disseminação à curtas distancias. O desenvolvimento da doença é favorecido por temperaturas entre 21 e 33°C, sendo o ótimo a 28°C (Kurozawa & Pavan, 1997).

De acordo com Souza & Bueno (2003), o sucesso no controle de *formae speciales* de *F. oxysporum* pelo emprego da solarização do solo, quando aplicada de maneira isolada, está amplamente relatado em vários países, mostrando mais resultados consistentes que inconsistentes. Trata-se, entretanto, de um fungo que necessita de período de exposição acima de 30 dias para que o resultado da técnica apresente efetividade (Souza &

Bueno, 2003). Mesmo com períodos mais longos, em torno de 60 dias de solarização, algumas formas de *F. oxysporum* não têm sua sobrevivência afetada (Dias, 1997).

4.1.2 *Macrophomina phaseolina*

O fungo *Macrophomia. phaseolina* (Tassi) Goidanich agente causal de podridões de raízes e caules está bastante difundido em áreas agricultáveis, parasitando mais de 500 espécies de plantas (Mihail, 1992, Sinclair & Backman, 1989).

Trata-se de um fungo mitospórico (Hawksworth et al., 1995), pertencente à classe forma Coelomycetes, ordem forma Sphaeropsidales, podendo formar dois tipos de estruturas assexuais, picnídios e escleródios (Viana, 1996). 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).

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

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).

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).

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.

A solarização do solo, quando aplicada isoladamente não controla esse fungo, no entanto, Ambrósio et al., (2004) obtiveram inativação de *M. phaseolina* quando incorporaram brócolos ao solo seguido de solarização. Nesse trabalho, os autores testaram filmes de polietileno transparentes de baixa densidade com espessura de 50, 100 e 150 µm, e incorporaram brócolos ao solo na proporção de 4 Kg/m² em pré-solarização.

4.1.3 *Rhizoctonia solani*

O fungo *Rhizoctonia solani* Kuhn, teleomorfo *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk, é um dos patógenos veiculados pelo solo de maior importância para diversas culturas (Ogoshi, 1996). Apresenta grande variabilidade genética e é composto por 14 grupos de anastomose (AG), subdivididos em grupos intraespecíficos (ISG) dos quais existem atualmente 23 ISG_s descritos (Carling, 2000).

É classificado como um fungo mitospórico da classe forma Agonomycetes e ordem forma Aganomycetales ou Micelia Sterillia (Hawksworth et al., 1995).

O patógeno apresenta uma ampla gama de hospedeiros (Sinclair & Backman, 1989). É um fungo que apresenta grande habilidade e competitividade saprofítica no solo (Papavizas & DeVay, 1961) e, portanto, consegue sobreviver facilmente de um cultivo para o outro, colonizando restos de cultura. Além do fungo colonizar materiais orgânicos, este também sobrevive por longos períodos de tempo no solo, através dos escleródios que é a estrutura de resistência.

De acordo com Sinclair & Backman (1989), o índice médio de redução de produtividade causado pela doença no mundo por este fungo é de 35%. No Brasil foram registradas perdas de 18 a 60%, variando em função das condições ambientais (Meyer & Yorinori, 1999).

O controle da doença é mais eficiente quando se adotam medidas integradas, envolvendo práticas culturais, tratamento de sementes com fungicidas recomendados, utilização de sementes de boa qualidade sanitária e fisiológica (Sartorato, 1988; Gazzoni & Yorinoti, 1995). Evitar a ocorrência de determinadas condições ambiente que favoreçam a atuação do patógeno tais como plantios em áreas sujeitas a alagamento e irrigações excessivas são medidas que diminuem as fontes de inóculo (Bedendo, 1995).

4.1.4 *Sclerotium rolfsii*

Trata-se de um importante fitopatógeno habitante do solo, responsável por grandes perdas em várias culturas de elevada significância econômica, principalmente em zonas de clima tropical e subtropical (Silveira, 1994).

Taxonomicamente está classificado como um fungo mitospórico da classe forma Agonomycetes e ordem forma Agonomycetales ou Micelia Sterillia (Hawksworth et al., 1995).

Produce escleródios globosos, pequenos, de 0,5-1,5 mm de diâmetro (Bianchini et al., 1997). Os escleródios originam de um enovelamento de hifas brancas que rapidamente se melanizam, resultando em uma coloração amarronzada (Aycock, 1966). Sobrevive através do micélio em matéria orgânica e de escleródios no solo. Água de irrigação, implementos agrícolas, esterco e sementes podem disseminar o fungo (Bianchini et al., 1997).

Os sintomas aparecem como podridão em raízes, colo de plantas jovens e em sementes, danos em plântulas, folhas e frutos, em uma ampla gama de hospedeiros (Bedendo, 1995). Em feijoeiro, os danos, usualmente, ocorrem nas fases de pré e pós-emergência das plântulas e, ainda, com podridão de raízes.

Os danos causados por *S. rolfii* têm destaque nas regiões tropicais e subtropicais, nas quais temperaturas elevadas favorecem o crescimento e a sobrevivência do fungo, o que acarreta perdas consideráveis. Seu controle é dificultado devido à elevada gama de hospedeiros capaz de ser infectada por este fungo, à ótima capacidade de competição saprofítica e ao grande número de escleródios produzidos e acumulados no solo a cada ciclo da cultura (Punja, 1985).

4.2 Controle de patógenos veiculados pelo solo

Doenças veiculadas por patógenos habitantes do solo são um dos mais importantes problemas fitossanitários, já que podem destruir sementes ou órgãos de propagação, causar danos em plântulas, apodrecimento e destruição de raízes ou murcha. Seu controle muitas vezes é ineficiente e as principais medidas recomendadas são baseadas na exclusão, prevenindo a entrada e o estabelecimento do patógeno na área.

A utilização de cultivares resistentes é a melhor opção de controle, no entanto, muitos hospedeiros não apresentam resistência a esses patógenos de solo e nem sempre é possível, devido à inexistência no mercado de variedades com todas as características desejadas.

Até há bem pouco tempo o controle químico era feito basicamente utilizando o brometo de metila, agrotóxico de amplo espectro, que foi utilizado, nos últimos 60 anos como fumigante de solo em pré-plantio, para o controle de patógenos. Embora apresentasse uma alta eficiência, rapidez de resultados, amplo espectro de ação, menores problemas de resistência dos organismos alvo, facilidade de penetração no solo e possibilidade de aplicação em diferentes regiões geográficas, tipos de solo e de clima, conferia diversos riscos para o ambiente e para o homem, além de destruir a camada de ozônio (Ghini, 2001).

A redução no potencial de inóculo em áreas infestadas, de forma a possibilitar o desenvolvimento de cultura, mesmo que suscetível é o principal objetivo do

controle cultural. Uma das medidas que vem sendo utilizada dentro desse método de controle é a incorporação de matéria orgânica no solo (Robbs, 1991).

A introdução de antagonistas no solo é uma das medidas de controle biológico mais utilizadas. Entretanto, o nível de controle obtido com o método biológico, isoladamente, pode estar abaixo do necessário para que danos à produção não ocorram (Bettiol & Ghini, 1995).

Entre os métodos físicos utilizados para o controle de doenças provocadas por patógenos de solo, a solarização merece destaque, devido ao fato das temperaturas atingidas pelo solo durante a solarização serem relativamente baixas, quando comparadas com o controle através de aquecimento artificial e os seus efeitos nos componentes bióticos do solo serem menos drásticos (Souza, 1994).

4.2.1 Solarização do solo

A solarização (cobertura do solo em pré-plantio, com um filme plástico transparente, preferencialmente úmido, durante o período de maior radiação solar), desenvolvida por Katan, (1976) é relatada como eficiente no controle de diversos patógenos. No entanto, para muitos destes, o tempo requerido para o controle torna a técnica inviável.

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 como: *Macrophomina phaseolina*, *Fusarium oxysporum*, *Plasmodiophora brassicae* (Souza & Bueno, 2003).

4.2.2 Experimentos em microcosmo

A simulação da solarização em microcosmo pode ser utilizada como um teste preliminar, indicativo para a adoção ou não da técnica de solarização do solo para o controle de diversos patógenos. Consiste de uma câmara de vidro com capacidade de 3,5 L contendo uma tampa (Bueno et al., 2004). Essa técnica também permite testar a simulação da

solarização quando associada à incorporação de material orgânico ao solo, dando uma idéia do composto utilizado em relação ao patógeno de interesse.

4.2.3 Incorporação de material orgânico

O uso de resíduos específicos de culturas ou de outros materiais orgânicos incorporados ao solo causa redução na densidade de inóculo dos patógenos e, conseqüentemente, a severidade das doenças (Cook & Baker, 1983). A ação de certos compostos orgânicos na redução das doenças causadas por patógenos habitantes do solo é amplamente reconhecida, visto que vários adubos verdes, resíduos de culturas e muitos outros materiais orgânicos tem sido usados na busca desse efeito (Papavizas & Davey, 1960; Osunlaja, 1990; Fenille & Souza, 1999).

Quando decompostos no solo, os materiais orgânicos geram produtos que podem propiciar o aumento da atividade microbiana natural, limitando os danos causados pelos fitopatógenos por competição e favorecendo a ação de microrganismos antagônicos (Robbs, 1991).

Os compostos orgânicos podem atuar nos fitopatógenos diretamente pela produção de compostos químicos ou indiretamente favorecendo os antagonistas. Estes efeitos podem variar de acordo com a interação patógeno-hospedeiro e com o tipo e origem do composto orgânico (Pereira et al., 1996).

Segundo Reis et al., (2005) a qualidade e a quantidade de material orgânico acrescentado ao solo determinarão o aumento da densidade de uma, ou de várias espécies de microrganismos selecionadas por este substrato e, caso a espécie beneficiada seja antagônica a um fitopatógeno alvo de controle, os danos provocados pelo mesmo aos hospedeiros poderão ser minimizados. Entretanto, a incorporação da matéria orgânica também pode levar a um aumento da severidade da doença por servir como base alimentar de patógenos, podendo ainda apresentar problemas de fitotoxicidade, devido às substâncias liberadas com a sua decomposição (Bettiol & Ghini, 2005).

Segundo Smolinska, (2000) a incorporação de resíduos de brássicas ao solo pode causar fitotoxicidade nas plantas. O autor observou, ao trabalhar com incorporação de brássicas no controle de escleródios de *Sclerotium cepivorum* e clamidósporos de *F.*

oxysporum f. sp. *lycopersici*, que houve significativa redução dos propágulos desses patógenos, entretanto, verificou também que os resíduos dos materiais orgânicos causaram danos na germinação de sementes de cebola e no crescimento das plantas. Esse fenômeno ocorre quando a cultura é implantada antes de o material orgânico ser completamente degradado (Gamliel et al., 2000). Por essa razão, os autores ressaltam a necessidade de deixar o material decompor por um período suficiente, para que haja a eliminação de alguns resíduos fitotóxicos.

Dentre os materiais orgânicos mais pesquisados e possíveis de serem empregados para o controle de doenças estão os diferentes tipos de brássicas (Subbarao & Hubbard, 1996). Entretanto, muitos compostos químicos produzidos, na forma de gás são perdidos para atmosfera, não tendo eficiência no controle de vários patógenos de solo.

4.2.4 Solarização do solo associada à incorporação de material orgânico

A associação da incorporação de material orgânico com a solarização do solo tem sido apresentada como um avanço bastante promissor, pois, além de permitir o controle de vários patógenos que não são inativados pela solarização, quando utilizada isoladamente, tem reduzido drasticamente o tempo necessário para o controle.

Também, de acordo com Cruz et al., (2005) a incorporação de matéria orgânica ao solo seguida de solarização propicia, significativamente, um aumento na comunidade fúngica e bacteriana presente no solo, quando comparado ao solo solarizado isoladamente. Segundo os mesmos autores, esse aumento é consequência da reestruturação do metabolismo bacteriano das espécies que suportaram o efeito cumulativo da temperatura do solo e De Nobilli et al., (2001) explica que com a adição de uma fonte de matéria orgânica fresca ao solo, muitos microrganismos que se apresentam na forma dormente são estimulados a entrar em atividade.

De acordo com Gamliel & Stapleton (1993a), Stapleton (2000), Ramirez-Villapudua & Munnecke (1987), Ramirez-Villapudua & Munnecke (1988) e Souza & Bueno, (2003) o efeito da solarização no controle de doenças causadas por patógenos veiculados pelo solo pode ser potencializado pela incorporação de material orgânico.

O emprego de resíduos de brássicas associado à técnica de solarização (Souza & Bueno, 2003) 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, 1993a) e que são agentes letais a vários fitopatógenos (Souza & Bueno, 2003).

Ramirez-Villapudua & Munnecke (1986), afirmaram que a eficiência de vários compostos orgânicos no controle de patógenos veiculados pelo solo é atribuída à formação de compostos voláteis tóxicos e ao aumento da biota antagônica no solo, sendo que Papavizas & Lumsdem (1980), relataram que materiais orgânicos incorporados ao solo aceleram a morte de propágulos através da estimulação da germinação na busca pelos nutrientes liberados e no estímulo aos antagonistas específicos, como fungos e bactérias, os quais podem utilizar rapidamente o carbono, o nitrogênio e o oxigênio disponíveis, resultando na morte dos fitopatógenos por inanição.

Gamliel & Stapleton (1993b), identificaram compostos voláteis produzidos em solos solarizados com incorporação de resíduos de repolho. Os principais compostos detectados foram os 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.

Ramirez-Villapudua & Munnecke (1988), testando o controle de *F. oxysporum* f. sp. *conglutinans* através da solarização combinada com a incorporação de resíduo de repolho obtiveram tanto em laboratório como em 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 dos agentes causais de doenças. Entretanto, Gamliel et al., (2000) relataram que a incorporação de material orgânico associado a solarização, pode não ser eficiente para alguns patógenos, como *Monosporoascus cannonballus*, agente causal da murcha repentina do melão, que não foi afetado, quando submetido a combinação da solarização com resíduos de repolho ou esterco de galinha.

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

Incorporando separadamente, dois materiais orgânicos, 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, Souza & Bueno (2003), obtiveram consistente resultado. A couve controlou eficientemente os dois patógenos após 7 dias de solarização enquanto que a torta de mamona controlou *S. rolfsii* após 7 dias de solarização, não sendo, entretanto, eficiente para inativar *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2.

Estudando o efeito da solarização com a adição de torta de mamona e cama-de-frango no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* Ferraz et al., (2005), obtiveram após 60 dias, inviabilização total dos escleródios desse patógeno tanto a 10 quanto a 30 cm de profundidade através da adição de torta de mamona associada à solarização, já nos tratamentos (Cama-de-frango + solarização e somente solarização) nesse mesmo período, o controle foi obtido apenas a 10 cm de profundidade.

Souza (2004), ressalta a consistência da incorporação de resíduos de brássicas em associação com a solarização do solo no controle de vários fungos e oomicetos fitopatogênicos como *Aphanomyces euteches*, *Didymella brioniae*, *F. oxysporum* f. sp. *asparagi*, *F. oxysporum* f. sp. *conglutinans*, *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, *M. phaseolina*, *Pyrenochaeta terrestris*, *Pythium* spp., *R. solani*, *S. rolfsii*, *S. cepivorum*, *Verticillium dahliae*.

4.2.5 Microcosmo associado à incorporação de material orgânico

O microcosmo associado à incorporação de material orgânico pode ser utilizado para fazer uma triagem de materiais orgânicos que podem ser utilizados em associação com a solarização do solo. Essa simulação associada à incorporação facilita o trabalho com grande número de materiais orgânicos, o que possibilita também uma idéia preliminar da potencialidade do material orgânico utilizado, frente ao fitopatógeno (Bueno et al., 2004).

Trabalhando no controle de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2, *M. phaseolina* e *S. rolfsii* através da simulação da solarização com prévia incorporação de couve seca (*Brassicae oleracea* var. *acephala* L.), na proporção de 0,3 kg/m², Bueno et al., (2004) obtiveram eficácia na morte das estruturas dos patógenos.

Verificando, em condições de simulação de solarização (Stapleton & Duncan, 1998) o efeito de materiais orgânicos, entre eles, cinco variedades de *B. oleracea*, os autores verificaram, maior efetividade dos resíduos de repolho e brócolos na germinação de *S. rolfsii*.

Gamliel & Stapleton, (1993a) simulando solarização, incorporaram material seco de repolho (*Brassicae oleracea* var. *capitata* L.), em solo úmido, na proporção de 2% em peso e observaram que o número de propágulos viáveis de *Pythium ultimum* e *Sclerotium rolfsii* foram reduzidos a mais de 95%, quando eles foram expostos por 14 dias aos compostos voláteis gerados da associação, aquecimento e incorporação de material.

4.2.6 Materiais orgânicos específicos

4.2.6.1 Brócolos

Os diferentes tipos de brássicas estão entre os materiais orgânicos mais pesquisados e possíveis de serem empregados para o controle de doenças de plantas (Bueno et al., 2004). Muitas espécies de brássicas vem sendo utilizadas em experimentos, visando a redução do potencial de inóculo de vários patógenos.

Segunda Rosa et al., (1997) existem aproximadamente 20 tipos diferentes 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. A concentração e distribuição dos glucosinolatos varia dentro e entre espécies de brássicas.

O brócolos (*Brassica oleracea* var. *itálica*) é uma hortaliça originária do mediterrâneo e apresenta-se como um produto de importante valor econômico (Souza, 1983). Do ponto de vista nutricional, destaca-se como importante fonte de vitaminas, sendo

que alguns autores citam a presença de substâncias com propriedades anticarcinogênicas (Barth & Zhuang, 1996).

Várias alterações podem ocorrer, durante o período de pós-colheita, como o desenvolvimento de odores desagradáveis. Sabe-se que ele é resultado do acúmulo de etanol, acetaldeído, certos ácidos orgânicos, metanotiol, dissulfeto de dimetila e trissulfeto de dimetila (Derballi et al., 1998; Forney & Jordan, 1999).

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.

Trabalhando com a incorporação de resíduos frescos de brócolos seguidos de solarização, na sobrevivência de *Macrophomina phaseolina*, Ambrósio et al., (2004) obtiveram 100% de inativação desse patógeno quando utilizou filmes plásticos de 50, 100 e 150 μ m de espessura após 14 dias de solarização.

4.2.6.2 Eucalipto

O eucalipto é uma planta originária da Austrália, onde existem mais de 600 espécies (Silvicultura do Eucalipto, 2005).

Atualmente, do eucalipto, tudo se aproveita. Das folhas, extraem-se óleos essenciais empregados em produtos de limpeza e alimentícios, em perfumes e até em remédios. Enquanto a casca fornece tanino, usado no curtimento do couro, do tronco retira-se madeira para sarrafos, lambris, ripas, vigas, postes, varas, esteios para minas, mastros para barco, tábuas para embalagens e móveis. Sua fibra é utilizada como matéria-prima para a fabricação de papel e celulose (Silvicultura do Eucalipto, 2005).

A espécie *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden, conhecida popularmente como eucalipto-rosa, é uma árvore perenifólia, de 20-40 m de altura, de tronco retilíneo (Lorenzi et al., 2003). A ramagem é longa e robusta, formando copa aberta ou

alongada. Esta espécie é adequada para reflorestamento e plantio em lugares inundados e na fixação de barrancos de rios pelas raízes profundas que possui. (Lorenzi et al., 2003).

Muitas espécies apresentam, em suas folhas, óleos essenciais, terpineol, álcoois, aldeídos e terpenos (Plantas Tóxicas, 2005).

Os óleos essenciais de eucalipto são compostos formados por uma complexa mistura de componentes orgânicos voláteis, freqüentemente envolvendo até mais de 100 substâncias isoladas, envolvendo grupos químicos como: hidrocarbonetos, álcoois, aldeídos, cetonas, ácidos e ésteres (Charles & Simon, 1990).

Em geral, os óleos essenciais são constituídos de terpenos mais complexos, como o citronelal e o cineol. Outros constituintes da essência incluem α -pineno, piperitona, felandreno, butiraldeído, hexanal (Charles & Simon, 1990).

No eucalipto, os óleos etéreos encontram-se basicamente em suas folhas. São produzidos e armazenados por glândulas e estão distribuídos de forma abundante no parênquima da folha da maioria das espécies de eucalipto (Salgado et al., 2003). Existem diversas teorias sobre a função dos óleos essenciais dos eucaliptos, sendo considerados como repelentes de insetos que se alimentam de suas folhas, inibidores da germinação e de crescimento de outras plantas, entre outros (Salgado et al., 2003).

Salgado et al., (2003) trabalhando com a atividade fungitóxica de óleos essenciais de folhas de eucalipto sobre os fungos *F. oxysporum*, *Botrytis cinerea* e *Bipolaris sorokiniana*, constataram que há diferentes potenciais fungitóxicos entre os óleos essenciais de *E. urophylla*, *E. citriodora* e *E. camaldulensis* sobre os fungos estudados. No entanto, o óleo com maior ação fungitóxica foi o obtido de *E. urophylla*, sendo essa característica atribuída à presença do composto globulol, não detectado nos demais óleos.

4.2.6.3 Mamona

A mamoneira (*Ricinus communis* L.) é considerada um arbusto silvestre, que vegeta em quase todos os países do mundo, tendo se aclimatado facilmente no Brasil, onde se desenvolve espontaneamente, em especial no Norte e Nordeste (Cruz, 1982). Provavelmente teve sua origem no continente Africano, na Abissínia (atual Etiópia) (Brinholi, 1995).

É largamente difundida por todo o Brasil, não havendo praticamente terreno baldio, mata ou lavoura abandonada onde ela não cresça (Rodrigues et al., 2002).

Os principais produtos ou subprodutos da mamona de importância na agricultura são o óleo e a torta.

No Brasil, a mamona vem sendo utilizada em rotação de culturas, no sistema semeadura direta, em virtude da produção de matéria verde, rica em N(50 a 60 g kg⁻¹), P. K e micronutrientes (Beltrão et al., 2002).

Hilal et al., (1979) consideram presentes em folhas de mamona, as classes de substâncias glicósidos, alcalóides, triterpenos, saponinas, flavonóides e taninos. Já Fonseca, (2001) ao efetuar a caracterização farmacognóstica das folhas de *R. communis*., aponta como presentes, alcalóides, esteróides, flavonóides, saponinas, taninos e compostos fenólicos.

Extratos obtidos de plantas de mamona têm sido relatados como inibidores de fungos associados a substratos de formigueiros, onde a eliminação destes fungos está relacionada ao controle de formigas (Bueno et al., 1990). Ribeiro & Bedendo (1999), trabalhando com extratos vegetais (alho, hortelã, mamona e pimenta) sobre *Colletotrichum gloeosporioides*, agente causal da podridão de frutos de mamoeiro, obtiveram resultados de que todos os extratos demonstraram propriedades fungitóxicas a partir da concentração de 200 µg/mL. O extrato de mamona reduziu o desenvolvimento e a esporulação do patógeno.

4.2.6.4 Mandioca

A mandioca é uma importante fonte energética para milhões de pessoas e animais nos trópicos, podendo ser utilizadas as raízes e as folhas (estas como fonte de vitaminas, proteínas e minerais) (Bokanga, 1994).

Apresenta fácil propagação, elevada tolerância a longas estiagens, rendimento satisfatórios, podendo ser cultivada em todos os estados brasileiros (Cagnon et al., 2002).

As variedades de mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) são classificadas pela taxonomia popular em bravas e mansas. As bravas têm sabor amargo, contém alto teor de glicosídeos cianogênicos (superior a 100 mg de equivalente HCN/Kg de

polpa fresca de raiz) e são consumidas após serem processadas na forma de farinha, fécula e outros (Valle et al., 2004).

De acordo com Lorenzi & Dias (1993), o IAC (Instituto Agronômico de Campinas) estabeleceu com base nas análises químicas de raízes de variedades de mandioca cultivadas no estado de São Paulo, que a mandioca mansa tem menos de 100 µg/mL de HCN (ácido cianídrico) na polpa crua das raízes; intermediária: de 100 a 200 µg/mL de HCN e a brava: mais de 200 µg/mL de HCN.

A toxicidade da mandioca é causada pela presença de dois glicosídeos cianogênicos que são a linamarina, que participa em maior proporção (92-98%), a lotaustralina metil derivada da linamarina (2-8%), e pela presença da enzima linamarase que promove a hidrólise dos glicosídeos (Carvalho & Carvalho, 1979). De acordo com Nambisan (1994), o conteúdo de linamarina varia nas diferentes partes da planta. Folhas, caule e casca contém níveis maiores do glicosídeo que a parte comestível. A quantidade de glicosídeos cianogênicos pode variar com a idade da planta, condições ambientais como solo, umidade e temperatura.

A substância tóxica é encontrada em todas as partes da planta, sendo mesmo uma característica comum ao gênero *Manihot*, da família das Euforbiáceas. Encontra-se, porém, nas folhas os maiores teores (Conceição, 1987; Okolie & Ugochukwu, 1989). Segundo Bokanga (1994), o potencial cianogênico das folhas da mandioca é 5 a 20 vezes maior que o das raízes e estudos feitos por Padmaja (1989), mostram que o conteúdo de cianeto livre e total nas folhas novas é muito maior que nas folhas maduras ou velhas, o que mostra a variação no conteúdo de cianeto dentro de uma mesma planta.

A manipueira, subproduto ou resíduo da industrialização da mandioca, que, fisicamente, se apresenta na forma de suspensão aquosa e, quimicamente, como uma miscelânea de compostos, (Magalhães, 1993) entre eles derivados cianogênicos (ácido cianídrico, cianetos e aldeídos) tem sido usado como insumo agrícola, defensivo e fertilizante (Ponte, 1992).

Segundo Ponte (2001), os cianetos contido nesse subproduto respondem pelas ações inseticida, acaricida e nematicida, enquanto o enxofre, presente em larga quantidade, garante-lhe grande eficiência como fungicida. Também é destacada, em menor escala, a presença de outras substâncias que exercem, também ação antifúngica, tais

como cetonas, aldeídos, cianalaninas, lectinas e outras proteínas tóxicas, inibidoras de amilases e proteinases, que, atuam como ingredientes ativos complementares.

Santos & Ponte (1993), estudaram a ação fungicida da manipueira no controle do Oídio do urucu (*Bixa orellana* L.), doença causada pelo fungo *Oidium bixae* Viégas. Testaram a manipueira pura (100%), manipueira em diluição aquosa (50%) e um fungicida a base de pyrazophos (específico para *Oidium*), usado como referencial de controle químico. Constatou-se que a manipueira foi tão eficiente quanto o fungicida sintético. Os autores relatam que a ação oídica da manipueira é devido ao elevado teor de enxofre, no entanto, Magalhães (1993), afirma que, além do enxofre e cianetos, a manipueira contém outras substâncias antifúngicas, com destaque para cetonas, aldeídos, tioninas, fitoalexinas, quitinases, lectinas e outras proteínas de baixo peso molecular.

5 MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Considerações Gerais

O presente trabalho foi realizado nas dependências do Departamento de Produção Vegetal (DPV)/Defesa Fitossanitária da Faculdade de Ciências Agronômicas (FCA)/Unesp/Botucatu-SP, com as seguintes coordenadas geográficas: latitude 22°51' S e longitude 48°26' W.

5.1.1 Patógenos e materiais orgânicos

Tanto em condições de laboratório como em campo foram empregados os fungos fitopatogênicos e os materiais orgânicos como segue:

Fungos

- a) *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2;
- b) *Macrophomina phaseolina*;
- c) *Rhizoctonia solani* AG-4 HGI;

d) *Sclerotium rolfsii*

Materiais orgânicos

- a) Folhas e ramos de brócolos (*Brassica oleracea* var. *italica* L);
- b) Folhas e ramos de mamona (*Ricinus comunis* L.);
- c) Folha e ramos de mandioca brava (*Manihot esculenta* Crantz);
- d) Folha e ramos de eucalipto (*Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden)

5.1.2 Multiplicação dos patógenos

Os fungos, provenientes da micoteca do DPV/FCA/UNESP-Botucatu-SP, foram cultivados em meio BDA (batata-dextrose-ágar) + oxitetraciclina (0,05 mg/mL) e posteriormente transferidos para os substratos específicos, objetivando produzir as estruturas de resistência.

5.1.2.1 *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2

Foi adotada a metodologia de Bueno (2004), que consistiu em multiplicar o fungo em meio líquido de extrato de malte, no escuro, a 25 °C, por 7 dias. Após crescimento, a suspensão foi colocada em uma bandeja de alumínio, acrescentando-se pó de talco na proporção 2:1 (v/p) e deixando-se para secar em estufa de circulação forçada de ar a 26°C por 14 dias.

5.1.2.2 *Macrophomina phaseolina*

O fungo foi cultivado em frasco contendo substrato areno-orgânico (Lefèvre & Souza, 1993) composto de três partes de esterco curtido, uma parte de areia lavada e 2% de aveia (v/p), onde foram adicionados 20 mL de água destilada para cada 100 mL de substrato. O substrato foi autoclavado duas vezes, em intervalos de 24 horas, durante uma hora a 120°C. Posteriormente, em câmara asséptica, foram transferidos três discos de 5 mm de diâmetro retirados dos bordos das colônias em crescimento, para frascos contendo substrato

areno-orgânico. Os frascos foram mantidos em estufa tipo BOD a 32°C no escuro, por quinze dias, sendo periodicamente agitados com o objetivo de homogeneizar a infestação. Também, foi mantido um frasco sem o fungo, nas mesmas condições dos frascos com o micélio, servindo como referencial de possíveis contaminações.

5.1.2.3 *Rhizoctonia solani*

Após crescimento em meio BDA, o fungo foi transferido para o substrato areno-orgânico (Lefèvre & Souza, 1993) conforme metodologia descrita no item anterior.

5.1.2.4 *Sclerotium rolfsii*

Conforme a metodologia adotada por Bueno (2004), a produção das estruturas consistiu em transferir um escleródio para placa contendo uma fina camada de meio BDA + oxitetraciclina (0,05 mg/mL) e incubando em estufa tipo BOD a 25 °C, no escuro, por 30 dias, até a formação completa dos escleródios, os quais foram removidos com auxílio de pincel de cerdas macias.

5. 2 Experimentos em microcosmo

Realizou-se em condições de laboratório (microcosmo), dois experimentos, nos quais utilizaram-se câmaras de vidro contendo solo umedecido (20% de umidade), e mantidas em estufa tipo BOD, à temperatura de 37 °C. Foram realizados experimentos com os quatro fungos fitopatogênicos e os quatro materiais orgânicos.

5.2.1 Instalação

Foram utilizadas bolsas de tecido sintético (náilon) contendo cada uma 10 gramas do substrato infestado com as estruturas dos fungos *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2, *M. phaseolina* e *R. solani*. Para *S. rolfsii* cada bolsa recebeu aproximadamente 100

escleródios. As bolsas foram amarradas com linha de náilon e identificadas em sua extremidade livre com fita crepe. Posteriormente, cada bolsa contendo cada fungo foi enterrada no solo contido nas câmaras, a 10 cm de profundidade e a câmara foi fechada com tampa de rosca vedada com borracha de silicone.

Os materiais orgânicos frescos foram triturados manualmente e posteriormente incorporados ao solo, contido na câmara de vidro com volume de 3L e diâmetro de 14 cm, na proporção de 1,0 kg/m², de forma que proporcionou uma altura de 15 cm, perfazendo um volume de 2,3 L.

5.2.2 Delineamento experimental

Foram considerados os seguintes tratamentos em cada um dos dois experimentos realizados:

1. Solarizado;
2. Solarizado+Brócolos;
3. Solarizado+Eucalipto;
4. Solarizado+Mamona;
5. Solarizado+Mandioca e
6. Laboratório (estruturas mantidas no laboratório, em temperatura ambiente, durante todo o período do experimento, sendo usado como referencial de sobrevivência).

Cada tratamento consistiu de oito câmaras destrutivas. Cada câmara continha os quatro fungos em bolsas de náilon separadas. Foram retiradas duas câmaras de cada tratamento a cada dia de avaliação (7, 14, 21 e 28 dias após a instalação do experimento), nas quais foi avaliada a sobrevivência de cada fungos.

5.2.3 Avaliação da sobrevivência dos fungos

Foram realizadas nos períodos de 0, 7, 14, 21 e 28 dias após a instalação de cada experimento, através do plaqueamento em meio de cultura semi-seletivo,

propiciando o desenvolvimento dos fungos, o que possibilitou a quantificação dos sobreviventes através da contagem das colônias formadas.

Após a retirada das câmaras de vidro e, antes do plaqueamento em meio semi-seletivo, as bolsas com os fungos *M. phaseolina*, *R. solani* e *S. rolfsii* foram submetidas a uma desinfestação superficial para diminuir os contaminantes e possibilitar a contagem dos sobreviventes conforme metodologia de Bueno (2004).

Para *M. phaseolina*, a desinfestação se deu inicialmente, com a transferência do inóculo para uma nova bolsa de náilon, a qual passou por uma rápida imersão em álcool 70%, 20 segundos em solução de hipoclorito de sódio a 0,5% e lavagens sucessivas em água. O fungo *R. solani*, após ser transferido para uma nova bolsa, passou pelas etapas: rápida imersão em álcool 70%, 5 segundos em solução de hipoclorito de sódio a 1% e lavagens sucessivas em água estéril. Já *S. rolfsii*, passou por uma imersão em álcool 70%, após a troca de bolsa de náilon, 1 minuto em solução de hipoclorito de sódio a 1,5% e lavagens sucessivas em água destilada esterilizada (Bueno, 2004).

Dez porções do substrato contendo as estruturas de resistência de *M. phaseolina* e *R. solani* e, no caso de *S. rolfsii*, dez escleródios, foram transferidos para cada uma das cinco placas (repetições) que, posteriormente, foram mantidas em BOD, à temperatura favorável para cada fungo.

O substrato contendo *F. oxysporum* f.sp. *lycopersici* Raça 2 foi submetido a uma diluição seriada (quatro diluições) antes do plaqueamento e seguiu a metodologia de Bueno (2004), que consistiu em efetuar quatro diluições seriada (1:10) de uma amostra (pó de talco+clamidósporos – 10 g) em solução salina (0,85% de NaCl) seguindo-se de plaqueamento de alíquotas (0,1 mL).

5.2.4 Meios semi-seletivos

a) *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2

O meio de cultura utilizado para avaliar a sobrevivência desse patógeno foi o semi-seletivo de Komada (15 g peptona; 1 g K_2HPO_4 ; 0,5 g $MgSO_4 \cdot 7H_2O$; 20

g ágar; 0,25 g clorofenicol; 0,7 g PCNB; 1 L água destilada). O PCNB foi adicionado somente após esterilização do meio (Komada, 1975).

b) *Macrophomina phaseolina*

Meio semi-seletivo RB (Cloud, 1991) modificado que consistiu de 39 g de BDA, 224 mg i.a de metalaxyl, 100 mg de rifampicina e 1L de água destilada.

c) *Rhizoctonia solani* AG4 HGI

Meio semi-seletivo de KHMP (1g KH_2PO_4 ; 0,5 g $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 0,5 g KCl; 0,01 g $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 0,20 g NaN_2 ; 0,05 g clorofenicol; 20 g ágar; 0,05 g de sulfato de estreptomicina; 0,24 g metalaxyl; 0,05 g prochloraz e 940 mL água destilada (Ko & Hora, 1971).

d) *Sclerotium rolfsii*

Meio BDA (batata, dextrose, ágar) + 0,05 mg/mL de oxitetraciclina (Bueno, 2004).

5.3 Experimentos em campo

Foram conduzidos dois experimentos em épocas diferentes e em áreas contíguas de Latossolo Vermelho-Escuro fase arenosa, sendo o primeiro nos meses de outubro e novembro de 2004 (**Experimento 1**) e o segundo nos meses de fevereiro e março de 2005 (**Experimento 2**). Foi adotado em ambos o mesmo delineamento experimental, no entanto a proporção de material orgânico utilizado no primeiro foi diferente do empregado no segundo.

5.3.1 Delineamento experimental

Cada experimento continha 11 tratamentos, sendo dez deles em campo, e um em laboratório.

Cada tratamento em campo foi representado por parcelas subdivididas. Cada uma destas continha cinco sub-parcelas, quatro destrutivas que corresponderam às avaliações da sobrevivência dos fungos no tempo (7, 14, 21 e 28 dias) e uma onde foram monitorados os dados de temperatura e gases. Cada sub-parcela destrutiva continha oito bolsas de náilon, sendo duas (repetições) de cada fungo, contendo substrato que veiculou as estruturas de resistência. Cada sub-parcela media 6m^2 , totalizando 30m^2 para cada tratamento.

Os tratamentos foram:

- 1- Solo com brócolos e solarizado;
- 2- Solo com eucalipto e solarizado;
- 3- Solo com mamona e solarizado;
- 4- Solo com mandioca e solarizado;
- 5- Solo com brócolos e não solarizado;
- 6- Solo com eucalipto e não solarizado;
- 7- Solo com mamona e não solarizado;
- 8- Solo com mandioca e não solarizado;
- 9- Solo sem material orgânico e solarizado;
- 10- Solo sem material orgânico e não solarizado;
- 11- Laboratório

5.3.2 Instalação

A instalação dos experimentos obedeceu as seguintes etapas:

a) Preparo e sistematização da área;

A área experimental foi previamente preparada por meio de gradagem operação esta realizada uma semana antes da instalação do experimento e de nivelamento do solo, na data da instalação.

b) Incorporação dos materiais orgânicos;

Foi incorporado às parcelas pré-determinadas, resíduo fresco dos mesmos materiais orgânicos utilizados nos ensaios de microcosmo (item 5.1.1). No primeiro experimento foi incorporado 1 kg/m² de material orgânico e no segundo 3 kg/m².

Os materiais foram colhidos e triturados em picador (DPM-500.1.2.4), utilizando-se de uma peneira com furos de 1 cm de diâmetro para facilitar incorporação e decomposição. A seguir os materiais foram colocados em sacos plástico e mantidos em câmara fria para serem incorporados na data seguinte. A distribuição foi feita 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.

Tabela 1. Concentração de nutrientes nas fontes de materiais orgânicos avaliados.

Elementos	1º Experimento				2º Experimento			
	Brócolos	Eucalipto	Mamona	Mandioca	Brócolos	Eucalipto	Mamona	Mandioca
N (g Kg ⁻¹)	31	19	26	26	33	17	18	34
P (g Kg ⁻¹)	4,2	1,2	1,7	2,0	6,1	1,4	2,5	2,7
K (g Kg ⁻¹)	42	6	23	13	45	8	21	24
Ca (g Kg ⁻¹)	12	6	16	11	17	7	13	14
Mg (g Kg ⁻¹)	2,7	1,6	4,5	4,0	3,0	1,9	2,8	3,6
S (g Kg ⁻¹)	7,5	1,4	2,4	2,2	6,1	1,5	2,3	2,8
B (mg Kg ⁻¹)	54	25	37	23	36	21	19	36
Cu (mg Kg ⁻¹)	10	11	12	13	3	7	4	8
Fe (mg Kg ⁻¹)	169	243	348	128	935	194	79	2415
Mn (mg Kg ⁻¹)	29	270	82	210	42	655	108	241
Zn (mg Kg ⁻¹)	32	16	38	76	25	23	25	58
Umidade (%)	88	56	79	81	86	56	76	72
Relação C/N	16:1	28:1	20:1	21:1	16:1	29:1	25:1	14:1

c) Colocação das bolsas e equipamentos;

Foram utilizadas bolsas de tecido sintético (náilon) contendo cada uma 10 gramas do substrato infestado com estruturas de resistência dos fungos. Essas foram amarradas com linha de náilon, e fixadas etiquetas nas extremidades que ficaram à mostra na superfície do solo sob o plástico e nas testemunhas, para facilitar a localização e a identificação dos fungos. Essas foram enterradas no centro das sub-parcelas a 10 cm de profundidade, sendo distanciadas cerca de 20 cm entre si.

Foram colocados a 10 cm de profundidade, em todos os tratamentos nas parcelas pré-determinadas, sensores de temperatura conectados a um coletor de dados modelo CR23X (Campbell Scientific), no qual foram registradas leituras diárias de temperatura, bem como sondas para coleta de gases (Bueno & Souza, 2002).

d) Irrigação

Como em ambos os experimentos houve precipitação nos dias imediatamente anteriores a instalação do experimento, não foi necessário irrigar a área;

e) Colocação da cobertura plástica;

Posteriormente a colocação dos patógenos e equipamentos no solo, seguiu-se a aplicação dos filmes de polietileno de baixa densidade, transparente e aditivado (aditivo anti-ultravioleta) de 4m de largura e 100µm de espessura nas parcelas pré-determinadas.

5.3.3 Avaliação da sobrevivência dos fungos;

Seguiu-se a mesma metodologia adotada nos experimentos de microcosmo (itens 5.2.3 e 5.2.4).

5.3.4 Análise dos dados

O estudo do número de colônias de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 e da porcentagem média de sobreviventes de *M. phaseolina*, *R. solani* e *S. rolfsii*, considerando tratamentos e períodos de avaliação nos experimentos de laboratório (microcosmo) e nos de campo, foram realizados pela técnica da análise de variância não-paramétrica para o modelo com dois fatores, complementada com os respectivos testes de comparações múltiplas (Zar, 1999) (Tabelas 2, 3, 4, 5, 9, 10, 11, 12, 16, 17, 18 e 19 do apêndice).

Os resultados foram apresentados por meio da mediana (medida de tendência central) e semi-amplitude total (medida de variabilidade).

A indicação da significância das comparações múltiplas ($P \leq 0,05$) foi realizada por meio de letras minúsculas e maiúsculas. As letras minúsculas indicam comparações entre tratamentos dentro do momento de coleta, enquanto que, as maiúsculas, comparação de momentos dentro do tratamento.

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1 Experimentos em microcosmo

Os resultados de sobrevivência dos fungos em microcosmo correspondem à média de dois experimentos, sendo que os dados dos tratamentos e períodos de avaliação foram trabalhados através da técnica de análise de variância não paramétrica e os parâmetros considerados foram: mediana e semi-amplitude total.

6.1.1 Sobrevivência dos fungos

6.1.1.1 *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2

Os dados da Figura 1 e da Tabela 2 do apêndice mostram a inativação do fungo *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 quando se associa a incorporação de material orgânico com o microcosmo. No entanto, no tratamento, onde apenas simulou a solarização,

isoladamente, não ocorreu a inativação do fungo, o que corrobora com os resultados obtidos por Dias (1997) e Souza & Bueno (2003).

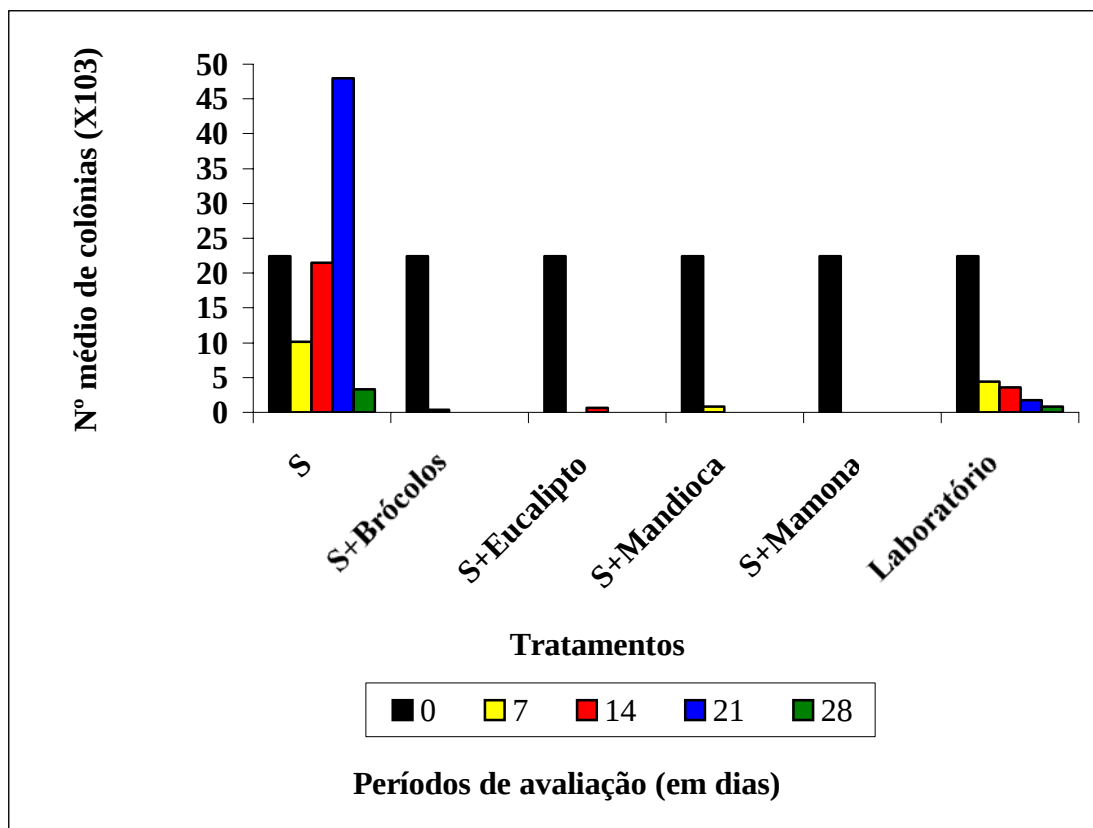


Figura 1. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de *Fusarium oxysporum* f. *sp. lycopersici* Raça 2. S= Simulação da solarização.

Isto dá consistência a divergências sobre a efetividade da aplicação da técnica de solarização do solo, quando aplicada de maneira isolada, no controle de *formae speciales* de *Fusarium oxysporum* (Souza, 1994).

Com relação ao fungo mantido em laboratório, foi constatada diminuição gradativa na sua sobrevivência, fato esse também observado por Souza & Bueno, (2003).

No tratamento que simulou a solarização de forma isolada, observou-se uma queda e subsequente aumento na sobrevivência do patógeno. Este aspecto foi observado por Souza & Bueno (2003), em condições de campo, exceto nos tratamentos onde

se incorporou couve e solarizou e, também, no laboratório. Uma hipótese para explicar este fato implica em que, o tratamento sendo ineficiente para matar o fungo possibilitou que as estruturas de resistência germinassem e o micélio ocupando o substrato produzisse novos clamidósporos (Lockwood, 1977).

Todos os tratamentos em que associou-se as técnicas (incorporação + solarização) houve controle do fungo. Entretanto, há diferença na eficiência da inativação considerando cada material. Os materiais usados no presente trabalho podem apresentar compostos fungitóxicos, ainda não identificados.

Vários trabalhos (Ambrósio et al., 2004; Souza & Bueno, 2003; Blok et al., 2000) utilizando-se de espécies de brássicas, já fizeram referências a esses compostos, oriundos da decomposição acelerada, e indicados como responsáveis pela inativação de fitopatógenos. No entanto, existem grandes diferenças no teor dos compostos entre as espécies de brássicas (qualidade e quantidade).

6.1.1.2 *Macrophomina phaseolina*

De acordo com a Figura 2 e a Tabela 3 do apêndice, observa-se que a associação da simulação de solarização com a incorporação de material orgânico propicia o controle de *M. phaseolina*.

Em todos os tratamentos, onde houve associação das técnicas, a inativação do fungo ocorreu no período entre 21 e 28 dias de tratamento. Esse resultado está em concordância com os apresentados por Ambrósio et al., (2004) que também obtiveram inativação de *M. phaseolina*, quando associou incorporação de brócolos com solarização, antes dos 21 dias de tratamento. Isso pode ser devido à quantidade de material orgânico incorporado ao solo (4kg/m^2), que foi superior ao utilizado no presente trabalho. A inativação do fungo entre 21 e 28 dias de tratamento, no microcosmo, onde incorporou-se 1kg/m^2 , deve-se, provavelmente, a obtenção de um ambiente totalmente fechado, não havendo, portanto, perda de voláteis para o ambiente.

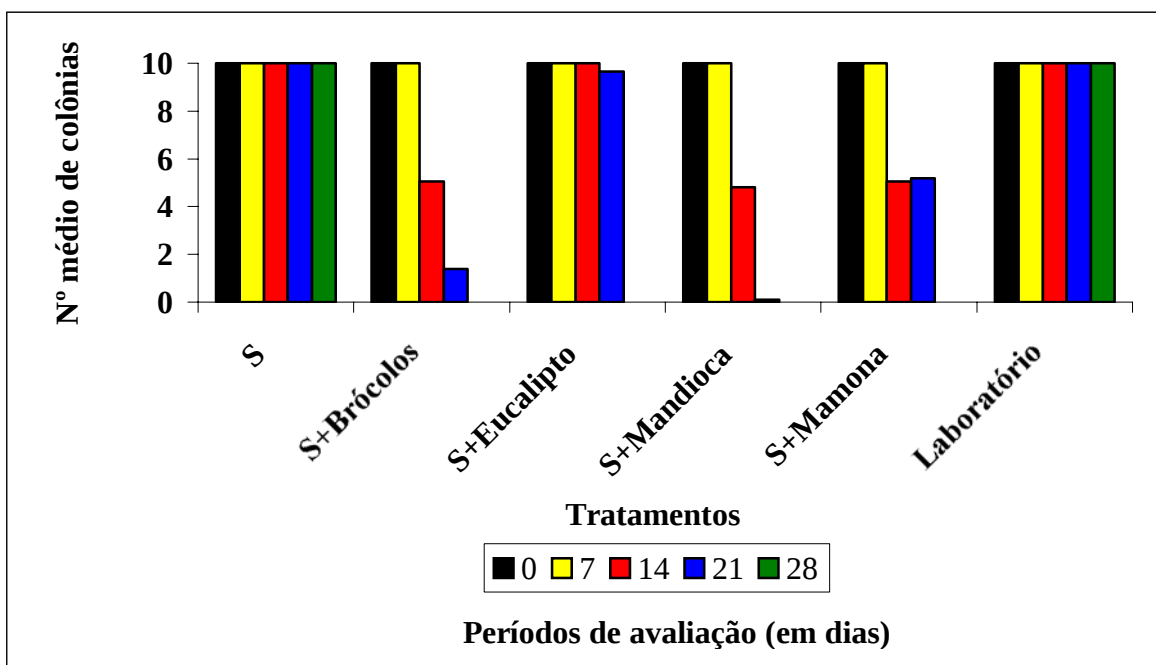


Figura 2. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de *Macrophomina phaseolina*. S= Simulação da solarização.

6.1.1.3 *Rhizoctonia solani*

A Figura 3 e a Tabela 4 do apêndice indicam que o fungo *R. solani* foi completamente inativado, pela associação da incorporação de material orgânico com solarização. Destacou-se o tratamento em que foi incorporada a mandioca, já que, na primeira avaliação, sete dias após a instalação do experimento, o fungo estava próximo da inativação. Possivelmente, esse patógeno apresenta grande sensibilidade aos compostos tóxicos presentes nesse material orgânico, fato esse de grande importância, visto ser um fitopatógeno de alta relevância para várias regiões e diferentes culturas.

No tratamento representativo da solarização, isoladamente, não ocorreu à morte do patógeno, embora tenha sido observada diminuição dos sobreviventes a partir dos 28 dias.

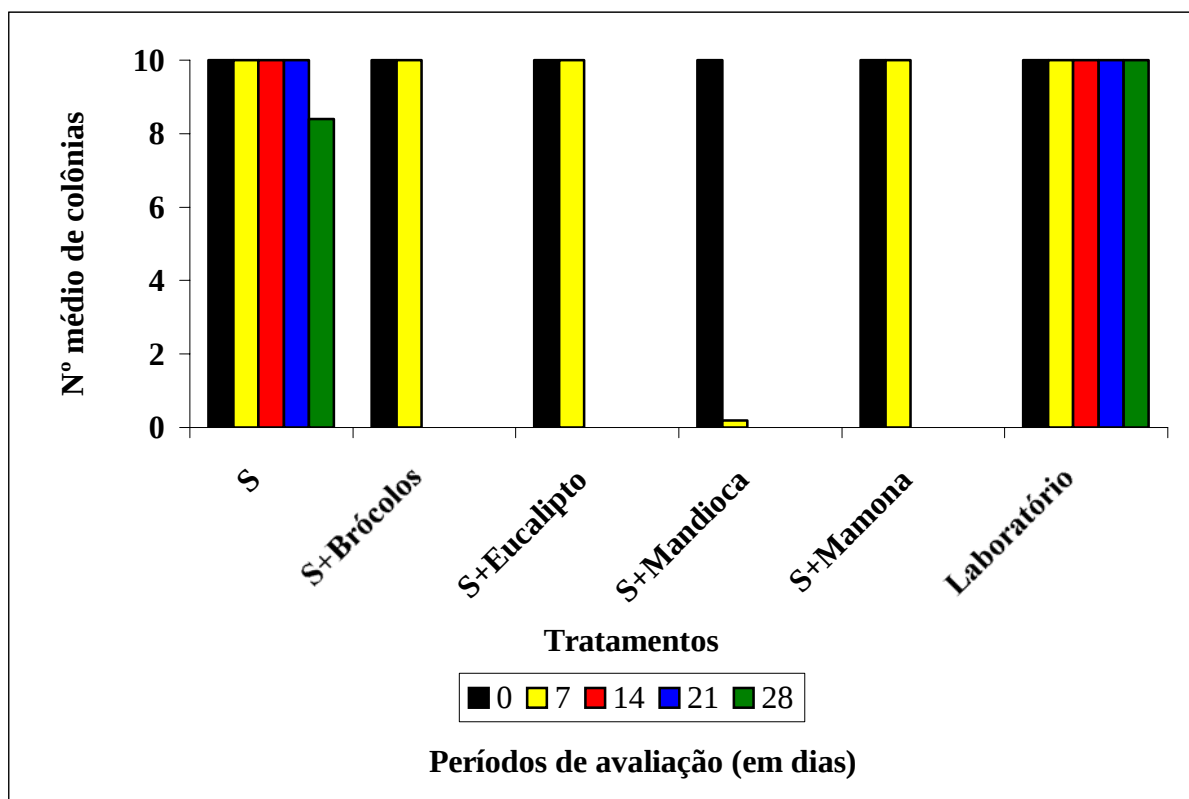


Figura 3. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de *Rhizoctonia solani*. S= Simulação da solarização.

6.1.1.4 *Sclerotium rolfsii*

Nos tratamentos em que foram incorporadas as matérias orgânicas, previamente à simulação da solarização, ocorreu inativação do fungo *S. rolfsii* (Figura 4 e Tabela 5 do apêndice), entretanto o tratamento com a incorporação de mandioca associada à solarização propiciou controle mais rápido. Isto pode ser devido, também, ao alto potencial de toxicidade desse material em relação ao fungo.

No tratamento onde apenas foi simulado a solarização, não ocorreu à morte do patógeno, como relatado também por Souza & Bueno, (2003).

Nos tratamentos onde associou-se à incorporação de brócolos, mandioca e mamona com a solarização, houve uma diminuição gradativa na sobrevivência de *S. rolfsii*. Entretanto, o tratamento onde adicionou-se o eucalipto com a solarização, embora

tenha sido eficiente no controle do patógeno, não houve a morte gradativa. Isto deve-se, provavelmente, ao fato de que cada material, quando incorporado, libera vários compostos, sendo que eles podem apresentar maior ou menor grau de toxicidade, dependendo do organismo considerado. Constata-se, aqui, uma semelhança entre o comportamento de *S. rolfsii* e de *M. phaseolina* frente aos diferentes materiais.

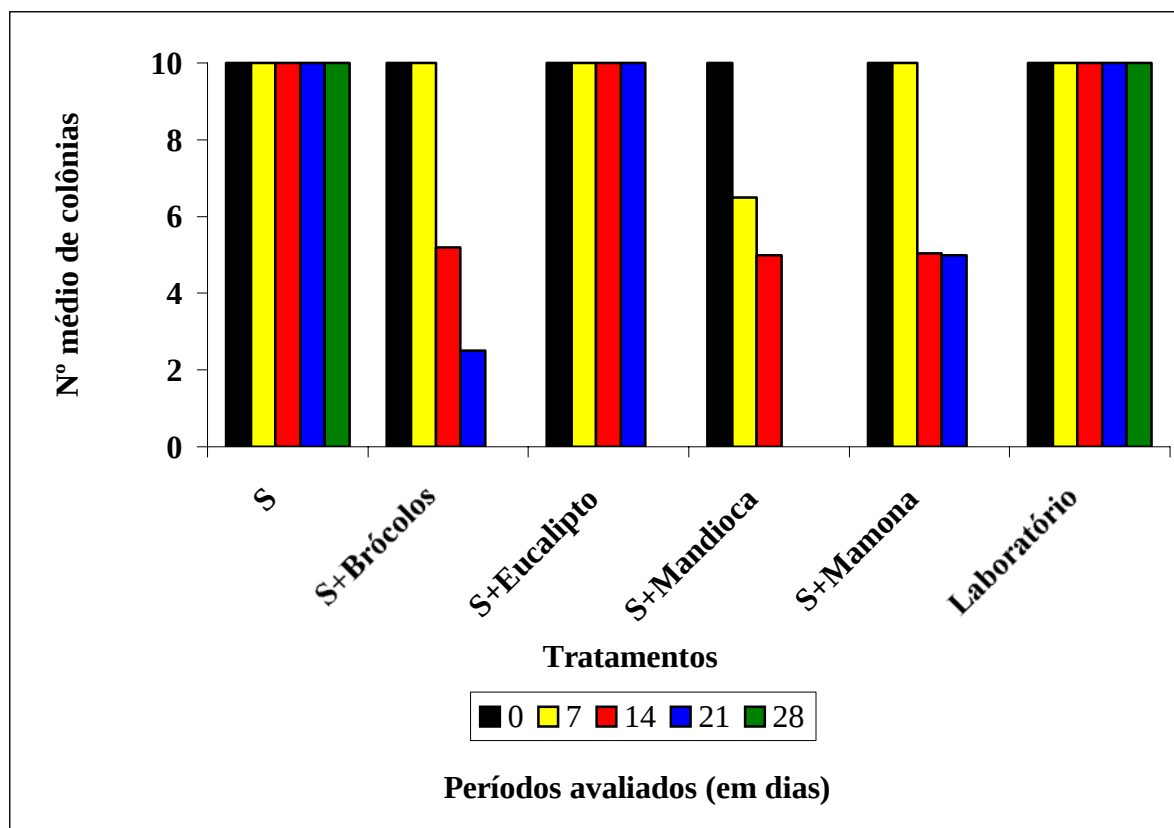


Figura 4. Sobrevivência em microcosmo (média de dois ensaios) de *Sclerotium rolfsii*.

S= Simulação da solarização.

Portanto, existem aberturas para novos trabalhos, dentro dessa linha de pesquisa, que possam diferenciar o poder tóxico de cada material em relação aos fitopatógenos veiculados pelo solo. Cada material, com poder fungitóxico, mesmo dentro do mesmo gênero, apresenta diferenças na composição e quantidade de compostos produzidos, sendo esse incorporado ao solo e aprisionado, ou não com filme plástico. Sendo assim, é de suma importância trabalhos futuros que relatem a relação desses materiais com os patógenos, já que existem materiais que, quando incorporados, podem ser tóxicos para alguns microrganismos e

não para outros, bem como, apresentarem diferentes graus de toxicidade, considerando os diferentes patógenos estudados.

O uso do microcosmo, segundo constatado no presente trabalho dá uma idéia preliminar da potencialidade do material orgânico, sendo que isto pode ser notado, quando se comparam os resultados aqui obtidos com outros realizados em condições de campo (Souza & Bueno, 2003; Ambrósio et al., 2004). No entanto, não é uma situação autêntica da solarização do solo, pois, em microcosmo, o ambiente é totalmente fechado, não havendo, portanto, perda de voláteis para o ambiente. Por outro lado, quando se utiliza a solarização do solo em condições de campo, há a perda de voláteis para o ambiente e a temperatura é totalmente variável.

O microcosmo facilita o trabalho com grande número de materiais orgânicos e isso é um aspecto positivo, visto que necessita de pequenas quantidades dos materiais a serem testados, independe das condições do ambiente, propicia agilidade na avaliação, pode ser realizado em ambiente controlado, porém envolve considerável investimento em incubadoras e em salas climatizadas.

Por tratar-se de pesquisa envolvendo a prospecção de novos materiais que possam ser utilizados em associação com a solarização do solo no controle de fitopatógenos, procurou-se testar aqueles que são disponíveis em grandes quantidades e envolvam baixo custo. Assim, optou-se por trabalhar com os materiais brócolos, eucalipto, mamona e mandioca, aproveitando as partes da planta que normalmente ficam no campo após a colheita do produto comercial.

Aliado a essa disponibilidade optou-se, também, por estudar as plantas que já possuem referencial da presença de componentes biocidas. Assim, o brócolos foi incluído visto tratar-se de uma espécie pertencente à família *Brassicaceae* com vasta bibliografia de sucesso, quando empregada em associação com a solarização no controle de fitopatógenos habitantes do solo (Ramirez-Villapudua & Munnecke, 1987 e 1988; Blok et al., 2000; Souza & Bueno, 2003; Ambrósio et al., 2004).

Para os materiais eucalipto, mamona e mandioca não foi encontrado qualquer referência ao seu emprego em associação com a solarização do solo. Entretanto existem relatos da utilização de óleos essenciais de eucalipto e de extrato de mamona em estudos envolvendo o controle de fitopatógenos (Salgado et al., 2003; Ribeiro & Bedendo,

1999). A manipueira, produto resultante da industrialização da mandioca tem sido empregado no controle de fungos da parte aérea (Santos & Ponte, 1993). A torta de mamona, produto resultante da extração do óleo das sementes já foi empregada em estudos que associaram à solarização do solo (Souza & Bueno, 2003).

6.2 Experimentos em campo

6.2.1 Experimento 1

6.2.1.1 Temperatura

A solarização do solo no experimento 1 (Figura 5) promoveu um aumento significativo na temperatura do solo (Tabela 6 do apêndice) em relação à testemunha absoluta (solo) e os tratamentos onde apenas foi incorporado material orgânico. Esse aumento foi de no mínimo 8 °C na parcela onde apenas aplicou-se a solarização.

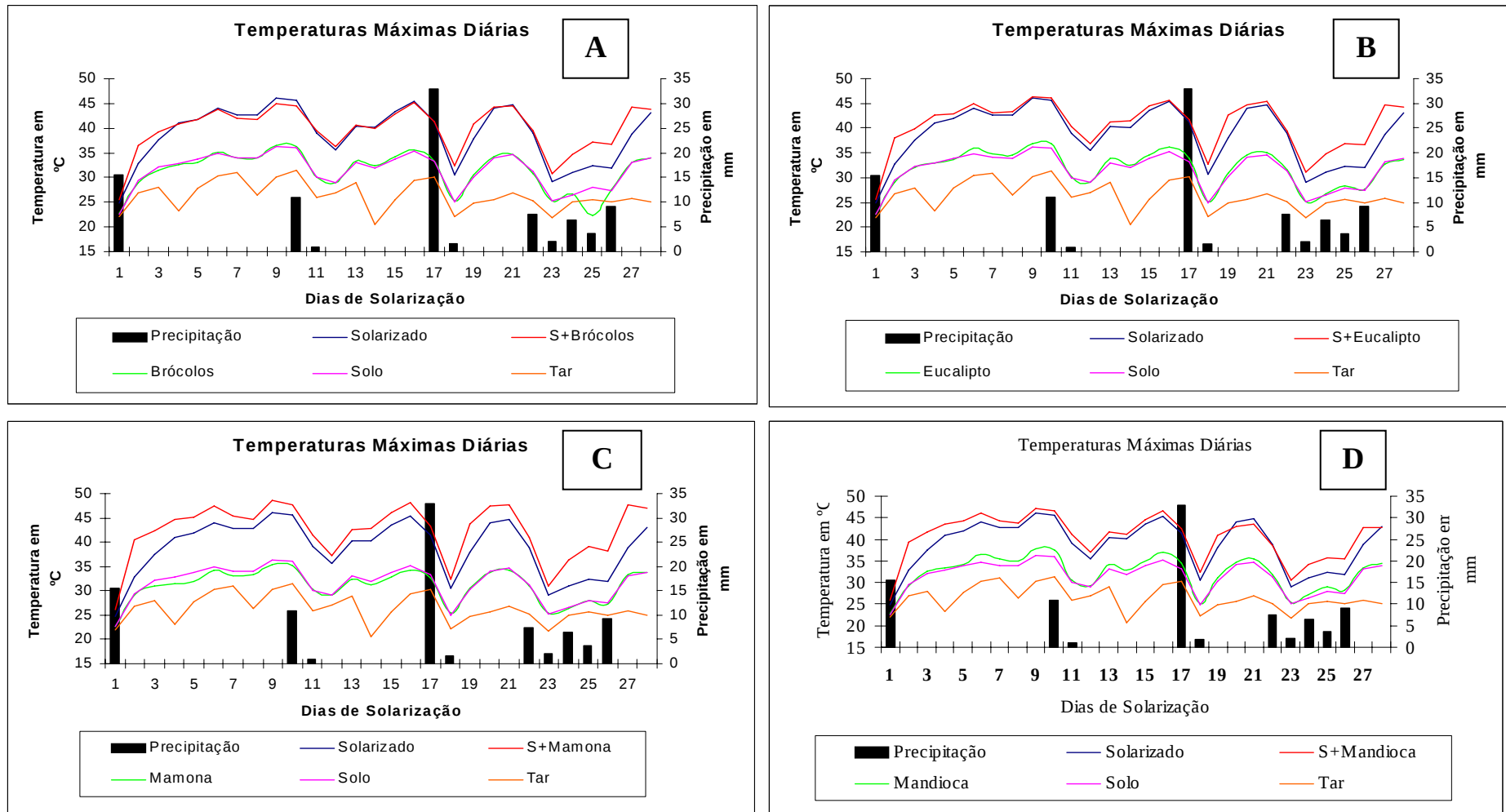


Figura 5. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 1 em campo.

S = Solarizado; Tar = Temperatura do ar; A = Brócolos; B = Eucalipto; C = Mamona; D = Mandioca.

Nos tratamentos em que associou-se a incorporação de material orgânico com a solarização, foi observado um discreto aumento na temperatura em relação a parcela solarizada isoladamente. Observou-se uma diferença de no máximo 3 °C entre o tratamento onde associou incorporação de material (mamona) com solarização e a solarização do solo isoladamente. Essa diferença coincide com as observações de Ghini et al., (2002) quando adicionaram cama-de-frango e solarizaram. Também conforme esses autores, a adição de matéria orgânica ao solo antes da solarização propicia um incremento na temperatura do solo, existindo diferenças entre materiais no aumento da temperatura do solo.

A temperatura exerce importância no controle de fungos fitopatogênicos, pois tem efeito direto sobre os patógenos e quando se incorporam compostos orgânicos, acelera a decomposição do material, propiciando a liberação de gases voláteis. Gamliel & Stapleton, (1993a) obtiveram controle de *Pythium ultimum* e *S. rolfsii* quando solarizaram e a temperatura máxima foi de 45°C, mas, quando a temperatura máxima atingiu 38°C o tratamento não foi eficiente. No entanto, quando a temperatura foi de 38 °C e associou-se a solarização com incorporação de resíduos de repolho, houve uma significativa redução desses patógenos no solo.

Cada patógeno apresenta uma faixa de temperatura ótima para o seu desenvolvimento. A temperatura ótima para o crescimento micelial e a formação de escleródios de *S. rolfsii* está entre 27-30°C (Punja, 1985). O ótimo para crescimento micelial de isolados brasileiros de *Rhizoctonia solani* pertencentes a seis grupos de anastomose é de 25-30°C (Ceresini & Souza, 1996). Portanto, temperaturas diferentes das ideais afetam o desenvolvimento do patógeno, embora exista tolerância. Lefèvre & Souza, 1993 obtiveram temperaturas máximas letais para *S. rolfsii* de 50-52,5°C e *R. solani* de 50 °C em solos solarizados em dois ensaios. A temperatura máxima obtida em solo solarizado, a 10 cm de profundidade foi de 41°C no presente estudo. Possivelmente a proporção de material orgânico (1kg/m²) incorporado ao solo, nesse experimento, não foi suficiente para garantir uma fermentação mais acelerada do material e proporcionar um maior incremento na temperatura, como o esperado.

Também neste ensaio observou-se que todos os tratamentos onde apenas incorporou-se material e a testemunha absoluta, a temperatura do solo foi semelhante.

Conforme a Figura 6, não houve diferenças marcantes entre os tratamentos onde associou-se a incorporação de material orgânico com a solarização. A temperatura máxima diárias do solo, a 10 cm de profundidade, nesse primeiro experimento, não chegou a atingir 50 °C, mesmo quando incorporou material orgânico antes de solarizar, o que está de acordo com os dados observados por Lefèvre & Souza (1993) e Ambrósio et al., (2004) que também não obtiveram, na época de maior radiação, temperaturas superiores a 50 °C nessa região.

No tratamento solarizado mais incorporação de brócolos esperava-se um maior incremento na temperatura, visto ser um material que propicia uma fermentação acelerada, como o obtido por Souza & Bueno, (2003). Esses autores ressaltaram que, quando trabalharam com couve e torta de mamona associado à solarização do solo no controle de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 e *S. rolfsii* o tratamento solarizado com couve revelou maiores diferenças de temperatura quando comparado com a torta de mamona, sendo que, esta, quando incorporada seca, não apresentou diferença da testemunha solarizada sem matéria orgânica.

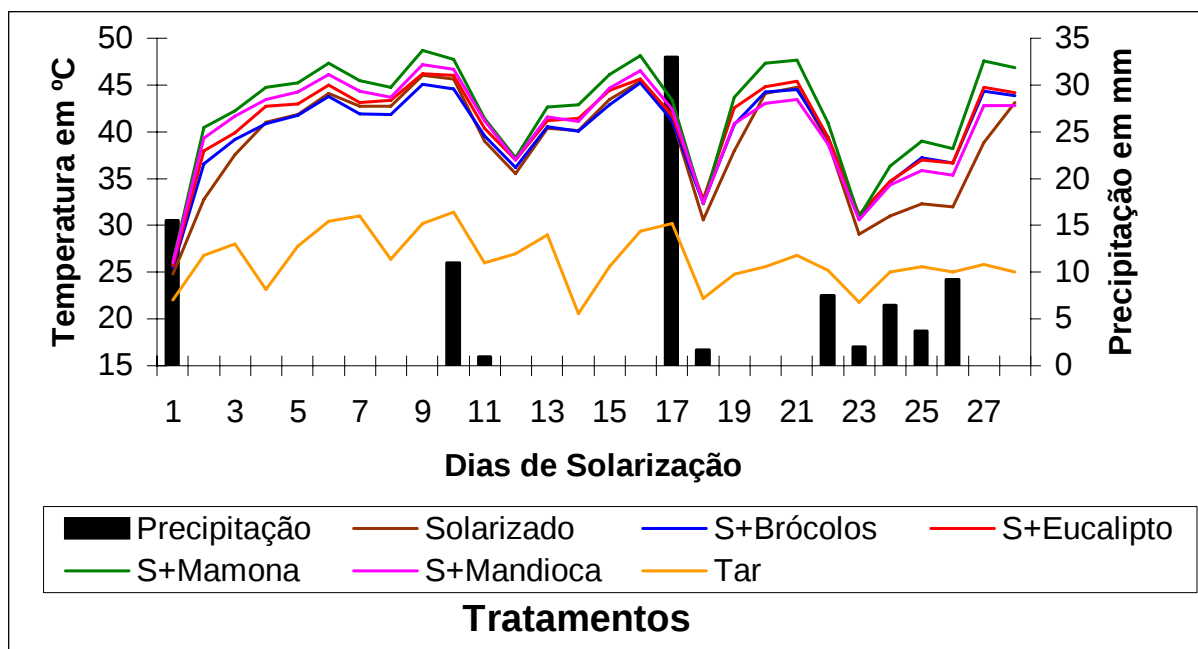


Figura 6. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 1 em campo, nos tratamentos com cobertura plástica. S = Solarização; Tar = Temperatura do ar.

6.2.1.2 Gases (CO₂ e O₂)

A Figura 7 demonstra que a cobertura plástica é de suma importância para o aprisionamento do dióxido de carbono liberado pelos materiais orgânicos.

Todos os tratamentos onde aplicou-se a solarização, houve liberação de CO₂, sendo que quando incorporou-se material, a porcentagem média de gás carbônico foi maior, o que corrobora com os obtidos por Ghini et al., (2002) que observaram maior desprendimento de CO₂ quando incorporou cama de frango antes da solarização e por Cruz et al., (2005) que obtiveram maior liberação de CO₂ microbiano nos tratamentos onde acrescentou-se couve e solarizou, quando comparados aos solos solarizados e sem acréscimo de matéria orgânica.

Dentre os tratamentos que associou-se as técnicas, a incorporação de eucalipto com a solarização foi o que mais se destacou, seguido da mandioca. Certamente, deve-se ao fato desses materiais serem mais lignificados, tendo uma decomposição mais lenta, liberando CO₂ ao longo do período de tratamento, principalmente o eucalipto, que além de apresentar maior lignificação, foi o material que apresentou umidade inferior (Tabela 1 do material e métodos).

Trabalhando com solarização associada à incorporação de brócolos (4kg/m²), Ambrósio et al., (2004) obtiveram uma porcentagem média de O₂ e CO₂ de 2,5 e 13,6 respectivamente, em dois experimentos. Entretanto, neste ensaio, foi incorporado ao solo, apenas 1kg/m² de material orgânico, quantidade essa inferior à aplicada por Ambrósio et al., (2004).

Baixas concentrações de O₂ no solo (Wyllie et al., 1984) é um fator limitante para a germinação de microescleródios de determinados patógenos de solo. Segundo esses autores abaixo de 16% de oxigênio, a viabilidade de *M. phaseolina* é prejudicada e que o número de escleródios por grama de solo é menor em altas concentrações de gás carbônico e baixas de oxigênio.

Nos tratamentos onde não aplicou-se a cobertura plástica, o oxigênio ficou em torno de 20% (Tabela 8 do apêndice) e todo o dióxido de carbono liberado pelos resíduos orgânicos incorporados ao solo foi volatilizado.

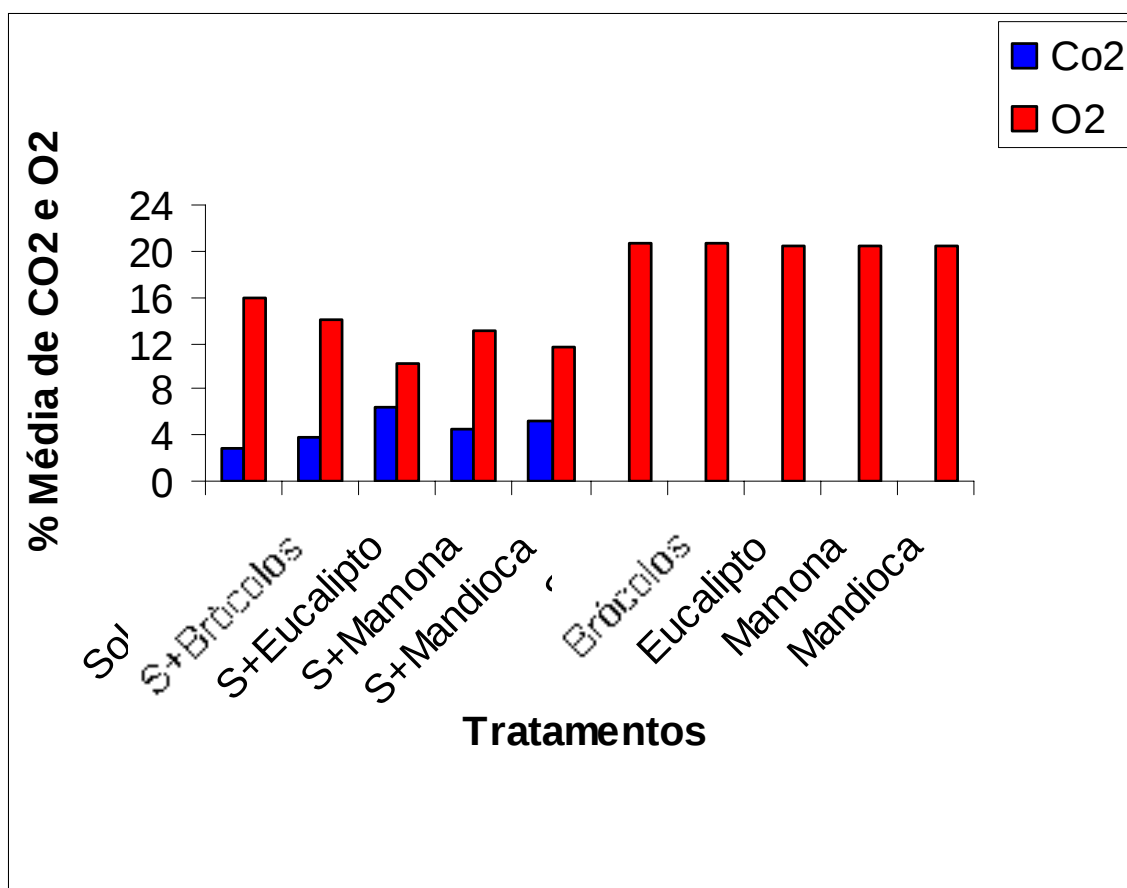


Figura 7. Porcentagem média de CO₂ e O₂ no experimento 1 em campo. S = Solarizado.

6.2.1.3 Sobrevivência dos fungos

a) *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2

De acordo com a Figura 8 e a Tabela 9 do apêndice, observa-se que nenhum dos tratamentos nesse experimento propiciou inativação do fungo. Provavelmente a pequena quantidade de material incorporada (1 kg/m²) ao solo associada ao aumento da temperatura não foram suficientes para gerar concentrações de gases que inibissem o desenvolvimento e a reprodução do fungo. Entre outros fatores, a concentração de voláteis pode ter efeito tanto inibitório ao fungo quanto promover o seu crescimento.

Um exemplo desse fato está no trabalho de Strinder & Winstead (1960), onde observaram que o ácido acético apresentou efeito fungicida contra o fungo *Cladosporium cucumerinum* na concentração de 0,25 M, mas promoveu crescimento deste patógeno na concentração de 0,01 M. Este exemplo mostra claramente que um composto volátil pode exercer funções diferentes, dependendo da sua concentração e do patógeno envolvido e que as respostas biológicas geradas por voláteis são complexas e, em grande parte, de caráter imprevisível (Leite et al., 1995). As alterações no desenvolvimento das estruturas fúngicas podem estar na dependência das interações entre as mesmas com composições de voláteis. Portanto, Leite et al., (1995) afirmam que não há maneira racional de prever o tipo de resposta biológica induzida por um composto volátil.

Embora tenha se obtido no trabalho de microcosmo 100% de inativação de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2, quando incorporou-se 1 kg/m² de material orgânico ao solo de campo e fosse também esperado o controle, este não foi obtido. Provavelmente os gases gerados em microcosmo, ambiente restrito, e sem perdas para a atmosfera e onde a temperatura é constante foram letais para o patógeno e suficiente para a sua inativação. Resultado satisfatório no controle de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 foi obtido por Souza & Bueno (2003), quando associaram a incorporação de material orgânico (couve) com a solarização. No entanto esses autores incorporaram ao solo 4 kg/m², quatro vezes mais material que no presente ensaio.

Também foi constatado nesse experimento (Figura 8) que os tratamentos em que se aplicou a solarização, associada ou não a incorporação de material orgânico apresentou um número médio de colônias viáveis maior que os tratamentos onde apenas incorporou-se o material e a testemunha (solo). Provavelmente, nos tratamentos não solarizados houve maior competição entre o patógeno e os antagonistas, que estavam em ambiente favorável para o seu desenvolvimento, sendo, portanto beneficiados. Já nos tratamentos onde aplicou-se a cobertura plástica, o ambiente pode ter sido desfavorável aos microrganismos antagonistas em função da maior temperatura. Assim, a condição de solarização aliada à baixa quantidade de material orgânico funcionou de forma favorável ao patógeno, reconhecido por suportar altas temperaturas.

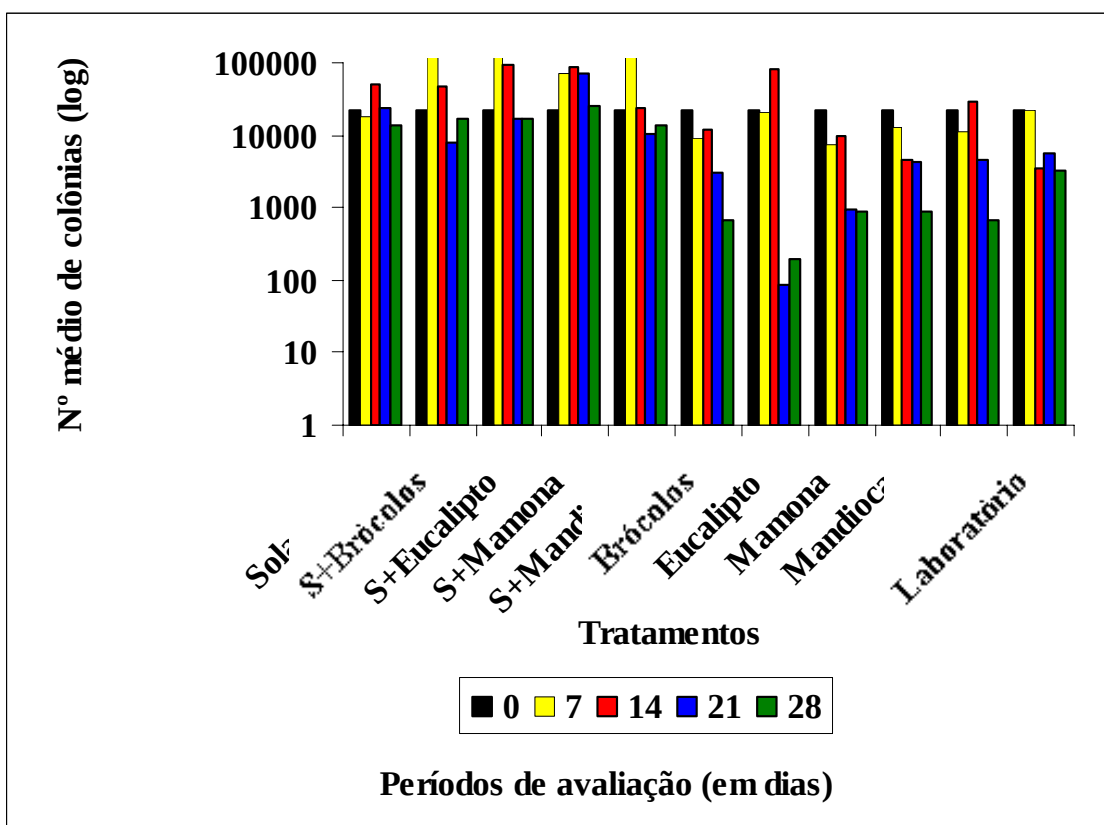


Figura 8. Sobrevivência de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 no experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004). S= Solarizado.

b) *Macrophomina phaseolina*

A Figura 9 e a Tabela 10 do apêndice mostram que os materiais orgânicos associados ou não a solarização não promoveram a inativação de *M. phaseolina*, embora tenha sido observada uma pequena diminuição nos sobreviventes, nos tratamentos (solarizado + mamona e solarizado + mandioca) nos 28 dias após a instalação do experimento.

O fungo *M. phaseolina* apresenta difícil controle devido a ampla gama de hospedeiros e as estruturas de resistência que permitem ao fungo sobreviver por longos períodos no solo, no entanto, trabalho recente demonstrou que a incorporação de resíduos de brócolos seguido de solarização propiciou o controle do fungo (Ambrósio et al., 2004), contrariando os resultados obtidos nesse ensaio. No entanto, a proporção de material incorporado ao solo foi 4 kg/ m², superior ao aplicado nesse trabalho.

A quantidade de material incorporado ao solo pode ter contribuído para não inativação desse patógeno, já que a presença de metabólitos voláteis, tóxicos a fitopatógenos, em espécies de *Brassica* já é conhecida. Provavelmente, o aumento na temperatura do solo também não foi suficiente para garantir a liberação de concentrações de voláteis ideais para inibir o desenvolvimento do fungo.

Como já relatado anteriormente, a concentração de gases tóxicos no solo pode tanto inibir o seu desenvolvimento quanto favorecer. Embora um composto volátil seja apontado como potencial agente de controle de um patógeno, a concentração liberada pode ser também tolerada pelo fungo e não afetar fisiologicamente a sua dinâmica de crescimento.

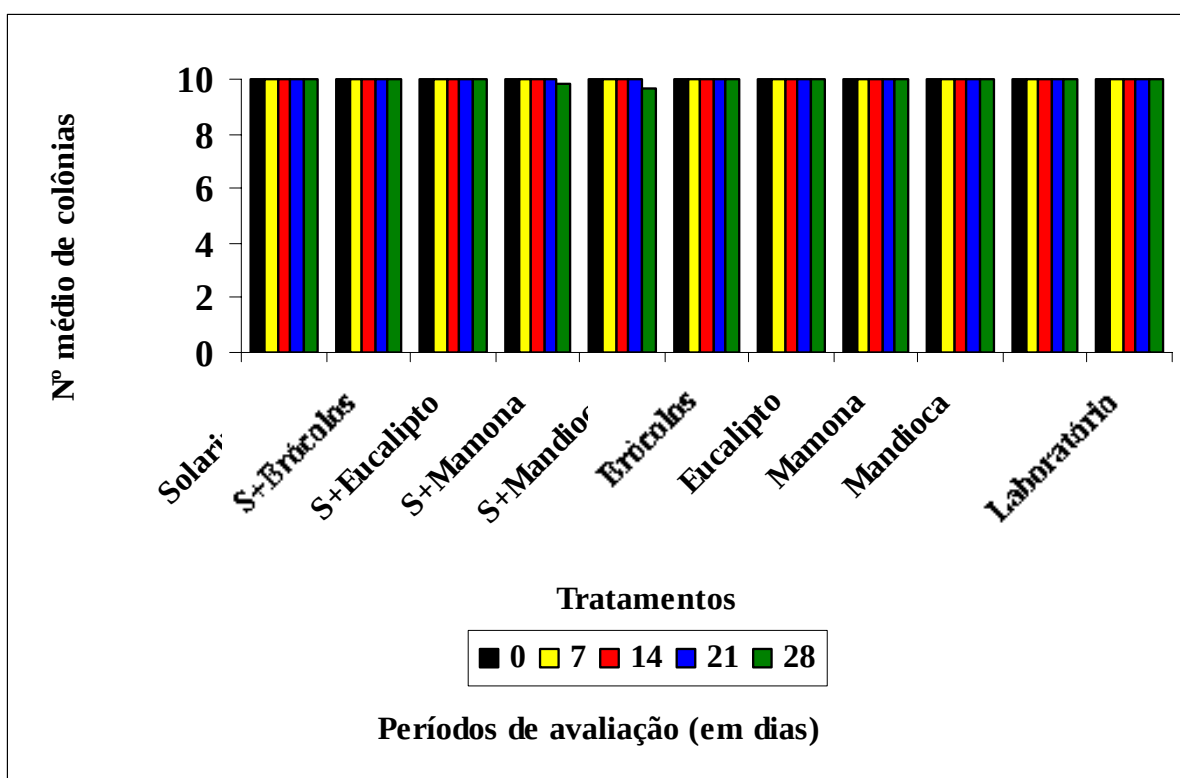


Figura 9. Sobrevivência de *Macrophomina phaseolina* no experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004). S= Solarizado.

c) *Rhizoctonia solani*

O fungo *R. solani* não foi inativado nesse experimento, considerando todos os tratamentos avaliados (Figura 10 e a Tabela 11 do apêndice). No entanto, observa-se a diminuição dos sobreviventes em todos os tratamentos onde associou-se as técnicas (incorporação de material orgânico e solarização do solo).

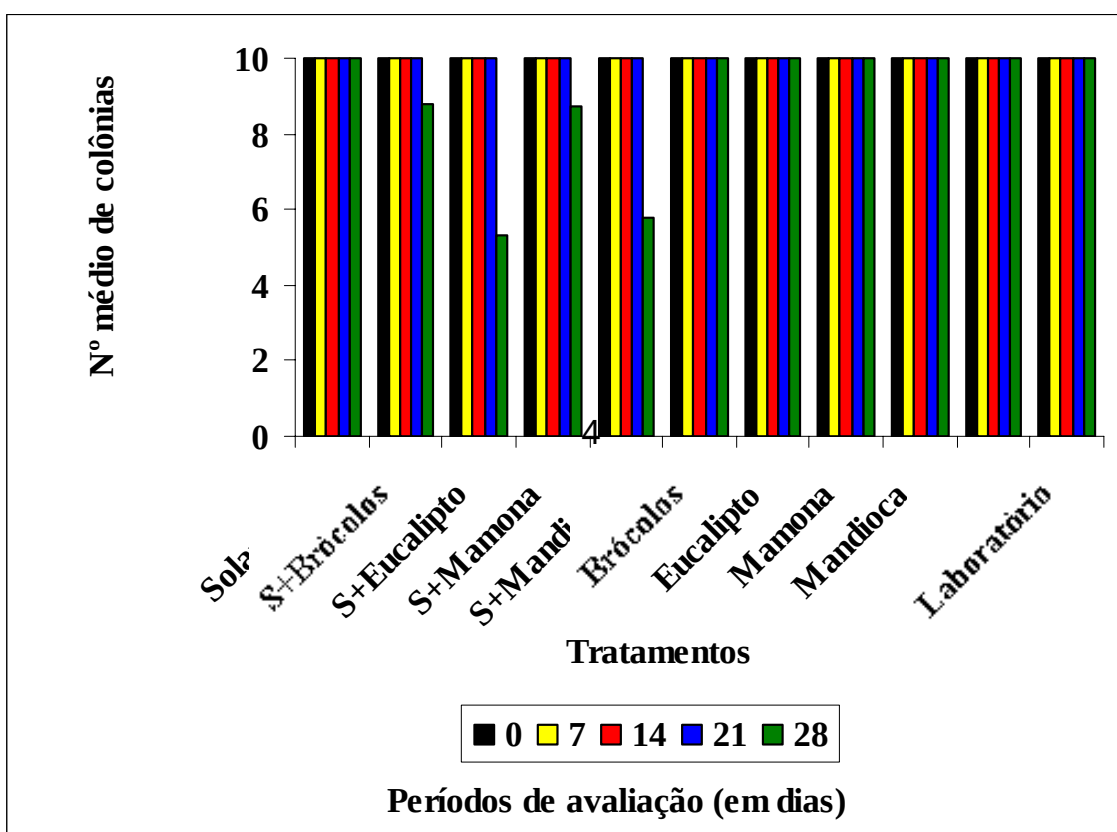


Figura 10. Sobrevivência de *Rhizoctonia solani* no Experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004). S= Solarizado.

Possivelmente, esse fungo é mais sensível a baixas concentrações de compostos voláteis que, supostamente foram liberados quando os resíduos das culturas foram incorporados. Cada patógeno se comporta diferentemente quando submetidos a uma determinada condição.

d) *Sclerotium rolfsii*

A Figura 11 e a Tabela 12 do apêndice mostram que o fungo *S. rolfsii* também não foi erradicado durante o período avaliado, nesse ensaio, permanecendo viável em todos os tratamentos. Uma pequena diminuição no número médio de colônias viáveis foi observada no tratamento em que associou-se a incorporação de mandioca com a solarização, contrariando também os resultados obtidos nos experimentos de laboratório e no trabalho de Souza & Bueno, (2003).

Diante dos resultados dos dados de temperatura e de sobrevivência do primeiro experimento de campo, realizado nos meses de outubro a novembro de 2004, e onde foi incorporado nas parcelas pré-determinadas 1kg/m² de material orgânico, fica evidente que a proporção de material incorporado não foi suficiente para garantir um aumento na temperatura do solo e gerar gases em concentrações suficientes para erradicar os fungos, como era esperado pelo menos no tratamento onde incorporou a brássica (brócolos), visto que muitos trabalhos atestam a eficiência desse composto associado à solarização no controle de diversos patógenos de solo.

Também, possivelmente a liberação de dióxido de carbono e a menor condição de aerobiose nos tratamentos onde aplicou-se a cobertura plástica, com e sem a adição de matéria orgânica ao solo, não foram suficientes para desfavorecer o patógeno.

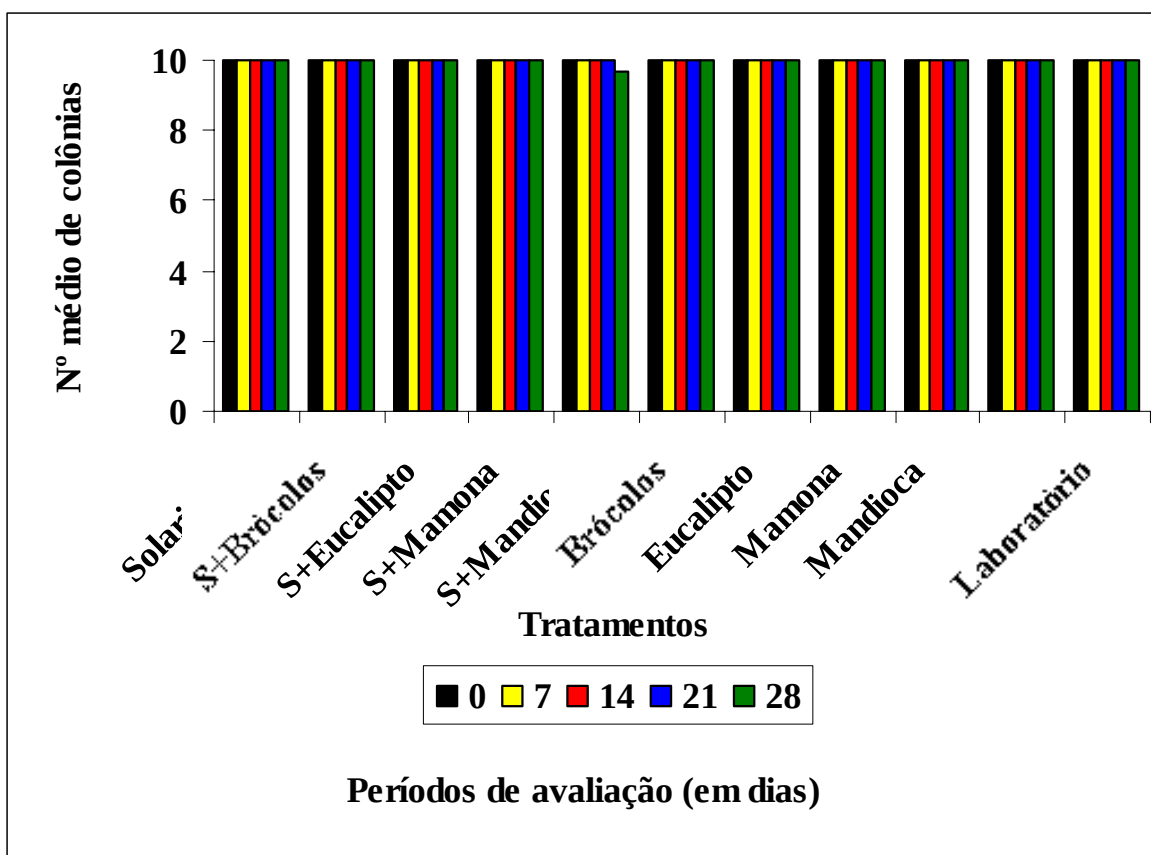


Figura 11. Sobrevivência de *Sclerotium rolfsii* no Experimento 1 em campo (outubro a novembro de 2004). S= Solarizado.

6.2.2 Experimento 2

6.2.2.1 Temperatura

No segundo experimento de campo, em que foram incorporados 3 kg/m² de material orgânico, foi observado (Figura 12) um maior aumento na temperatura do solo, quando comparado com o primeiro experimento, principalmente nas parcelas onde associou-se as técnicas. A maioria desses tratamentos solarizados em relação aos não solarizados tiveram aumento nas máximas temperaturas diárias de mais de 10°C. Provavelmente, a proporção de material incorporado, contribuiu para o incremento dessa temperatura, pela ocorrência da aceleração na fermentação dos materiais orgânicos. A temperatura média das máximas obtida nesse experimento também não atingiu 50 °C, no

entanto, foram observadas, em vários dias, temperaturas máximas, acima desse valor, principalmente nas parcelas onde incorporou-se material orgânico e solarizou. (Tabela 14 do apêndice).

Nesse experimento, o tratamento que proporcionou um maior aumento na temperatura do solo, a 10 cm de profundidade, foi o que associou a incorporação de brócolos e solarização. A diferença da máxima temperatura média nesse tratamento em relação ao tratamento que apenas aplicou-se a cobertura plástica foi de aproximadamente 5°C. Esse resultado confirma a eficiência da incorporação de brássicas (brócolos) associado à solarização na decomposição acelerada do material orgânico, conseqüentemente, no aquecimento do solo, porém fica evidente que a proporção de material incorporado influencia no aumento da temperatura. Souza & Bueno (2003), também obtiveram um maior incremento na temperatura do solo quando incorporaram couve (4 kg/m²) e solarizaram.

Foi observado também, em ambos os experimentos onde apenas incorporou-se material orgânico, que a máxima temperatura média foi semelhante a testemunha absoluta (solo), evidenciando que independente da proporção e do material orgânico utilizado, se não aplicar cobertura plástica ao solo, não haverá maior aquecimento da temperatura, resultando numa mais lenta liberação de compostos voláteis oriundos da decomposição e estes serão dispersos para a atmosfera.

Também foi observado nesse experimento maiores temperaturas entre os tratamentos onde consorciou as técnicas (material orgânico e solarização) em relação ao experimento 1 em campo.

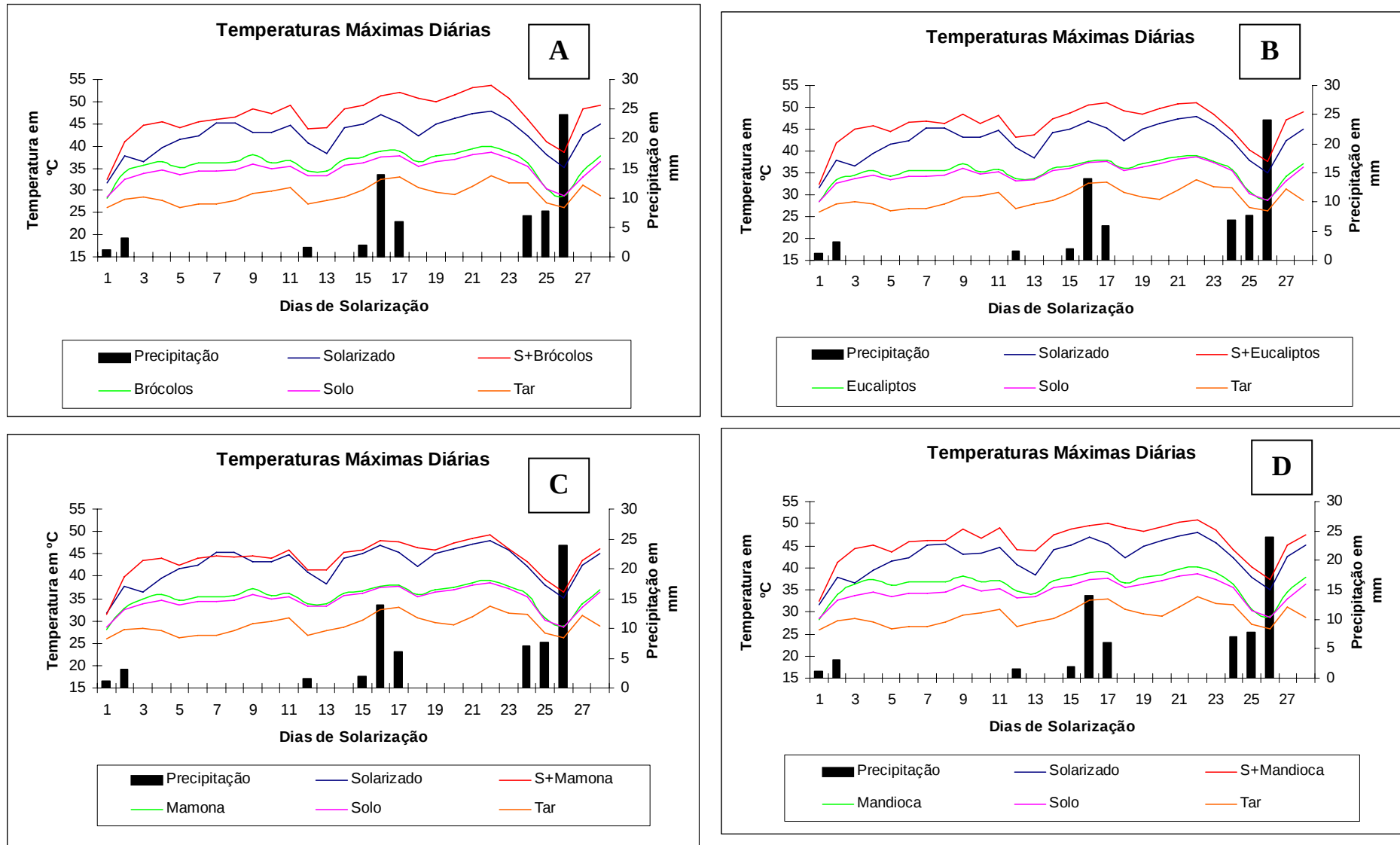


Figura 12. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 2 em campo.

S = Solarizado; Tar = Temperatura do ar; A = Brócolos; B = Eucalipto; C = Mamona; D = Mandioca.

Observando-se os tratamentos onde aplicou-se a cobertura plástica (Figura 13), as máximas temperaturas foram maiores nos tratamentos onde incorporou-se material orgânico previamente, embora, nesse experimento, o tratamento onde foi incorporado mamona, as máximas temperaturas foram semelhantes ao tratamento solarizado isoladamente. Certamente, o aumento na proporção de resíduos de mamona no solo antes da solarização, pouco influenciou no aumento da temperatura, visto que quando se compara o primeiro experimento de campo, onde se incorporou 1 kg/m^2 e o segundo 3 kg/m^2 , houve um aumento da temperatura em todos os tratamentos, sendo que a incorporação da mamona foi o que menos se destacou, dado este que conflita com os obtidos no primeiro experimento (aumento menor que 2°C) (Tabelas 13 e 14 do apêndice).

De acordo com Gamliel & Stapleton (1993b), solos incorporados com compostos e solarizados aumentam a temperatura de $2\text{-}3^\circ\text{C}$, comparando-se com aqueles que apenas solariza e esse aumento adicional pode ser um importante fator de controle para organismos patogênicos.

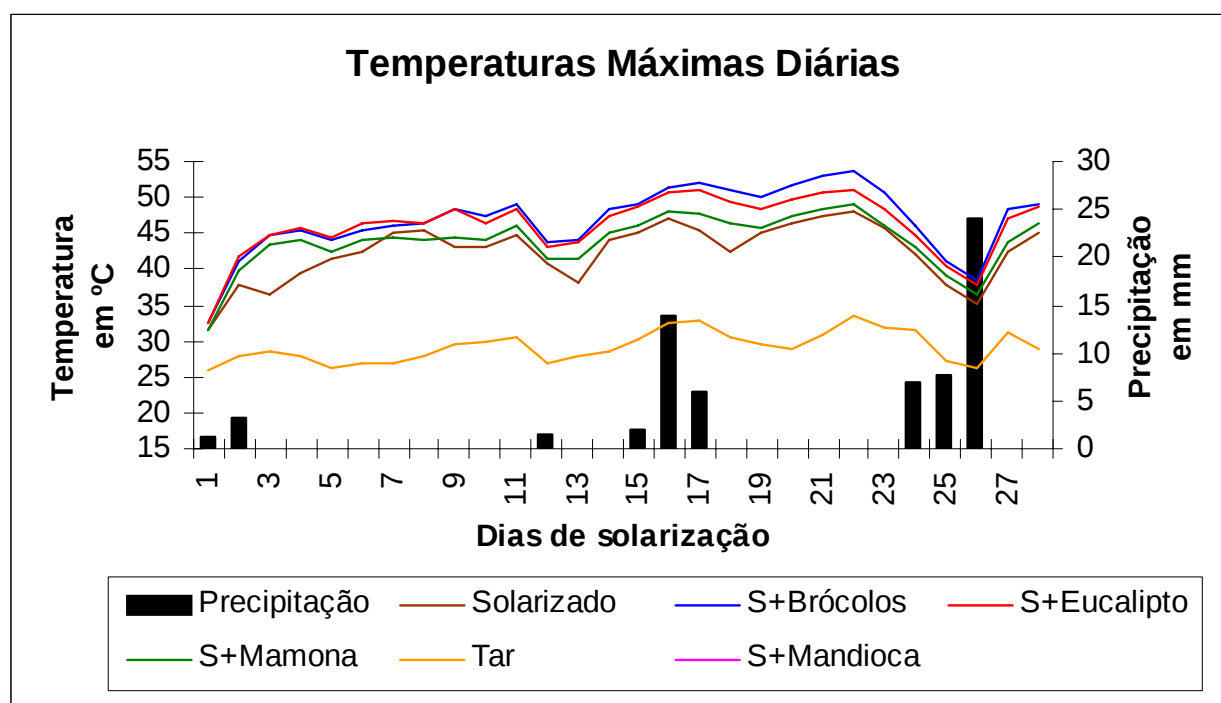


Figura 13. Temperaturas máximas diárias do solo a 10 cm de profundidade e precipitação, durante o experimento 2 em campo, nos tratamentos com cobertura plástica. S =Solarizado; Tar =Temperatura do ar.

6.2.2.2 Gases (CO₂ e O₂)

A porcentagem média de gases (CO₂ e O₂) liberados nos tratamentos do experimento de campo 2 estão mostrando (Figura 14) que as parcelas onde aplicou-se a cobertura plástica, houve aprisionamento do dióxido de carbono e, como observado no primeiro experimento de campo (1 Kg/m²), os tratamentos (Solarizado + Eucalipto e Solarizado + Mandioca) apresentaram, também, uma maior concentração de dióxido de carbono e menor de oxigênio.

Contrariando o esperado, a maior proporção de material orgânico incorporado nesse ensaio (3 kg/m²) influenciou no aumento da concentração de CO₂.

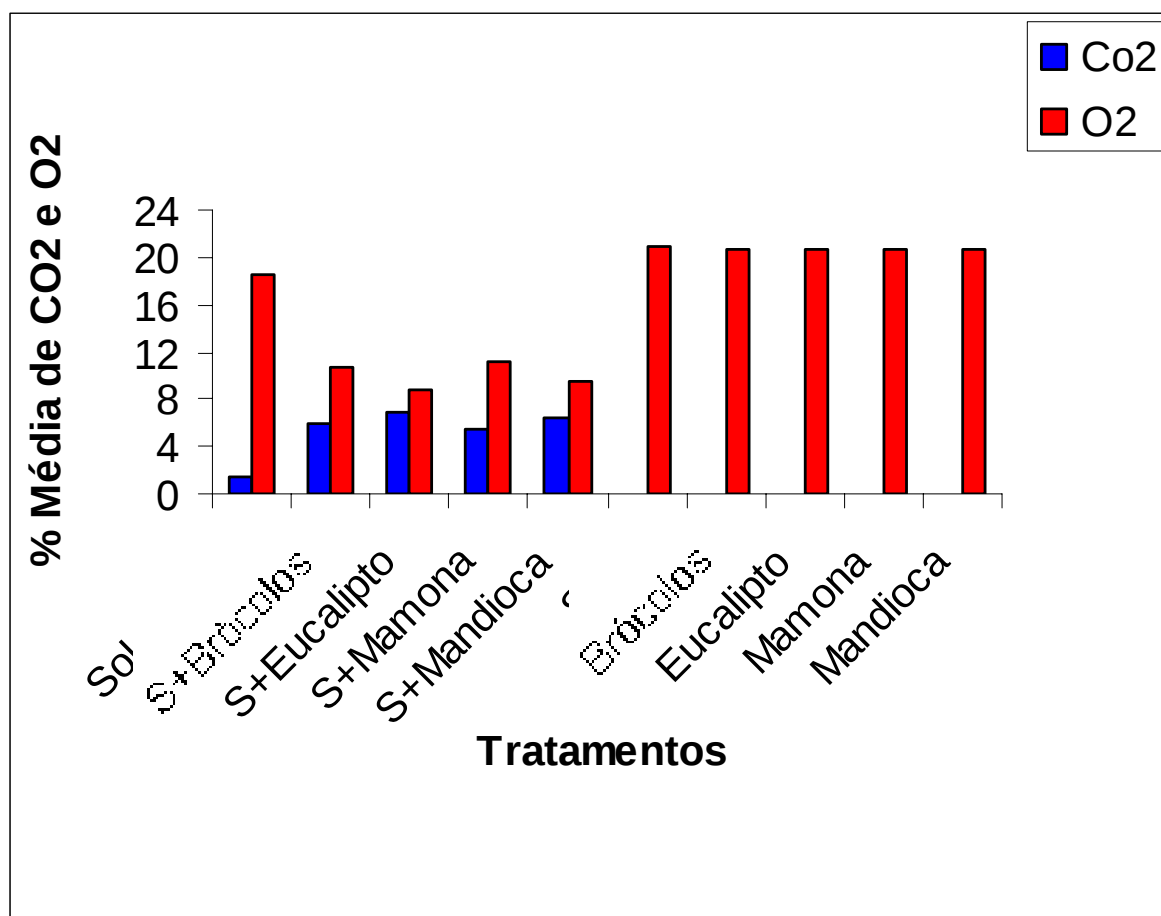


Figura 14. Porcentagem média de CO₂ e O₂ no experimento 2 em campo. S =Solarizado.

6.2.2.3 Sobrevivência dos fungos

a) *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2

As Figuras 15 e 16 e a Tabela 16 do apêndice mostram claramente a inativação de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 em todos os tratamentos em que associou-se a incorporação do material orgânico com solarização. No entanto, a incorporação de brócolos, eucalipto e mandioca se comportaram de modo semelhante, pois houve inativação do fungo até o 7º dia de tratamento. Já na parcela onde incorporou-se a mamona, a erradicação só ocorreu entre os 21 e 28 dias de tratamento.

Possivelmente esses resíduos que foram incorporados ao solo, aliados às altas temperaturas liberem gases tóxicos a este patógeno, que apresenta grande resistência a altas temperaturas. Entretanto, como foi obtido no primeiro experimento de campo um resultado negativo no controle do fungo, certamente isso pode ser devido, tanto as menores temperaturas decorridas naquele período, como também a proporção de material incorporado que não foi suficiente para gerar compostos tóxicos em concentrações suficientes para garantir a inativação dos mesmos. Esse resultado está de acordo com Gamliel et al., (2000) que relatam a eficiência de controle de *F. oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* em tomate através da combinação incorporação de canola e solarização. Eles destacam que esse patógeno é tolerante a altas temperaturas e que a solarização sozinha não é eficiente no controle da doença.

O controle de *F. oxysporum* f. sp. *asparagi* através da incorporação de repolho associado a solarização também foi relatado por Blok et al., (2000). Porém Souza & Bueno (2003), obtiveram erradicação de clamidósporos de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 através da associação (incorporação de couve e solarização) aos 14 dias de tratamento, no entanto foram observadas menores temperaturas naquele período, já que a precipitação pluviométrica foi superior à constatada no presente trabalho.

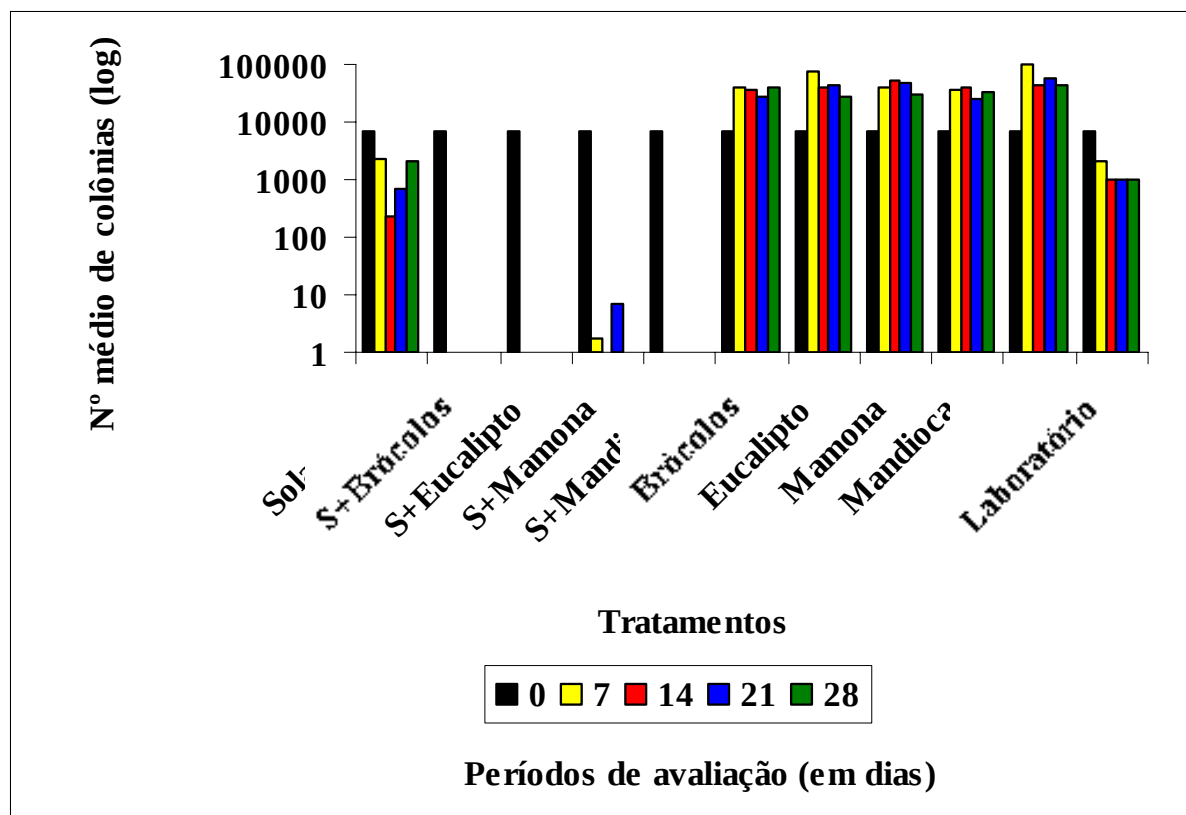


Figura 15. Sobrevivência de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 no experimento 2 em campo (Fevereiro a março de 2005). S= Solarizado.

O tratamento solarizado, de forma isolada não foi efetivo no controle deste patógeno, confirmando o esperado. *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* é um patógeno bastante tolerante a altas temperaturas, e como já relatado por Sivan & Chet (1993), a solarização não é suficiente para inativar esse fungo. Também, Blok et al., (2000) relatam que a cobertura plástica somente não resulta numa redução significativa de propágulos viáveis de *F. oxysporum* f. sp. *asparagi*. Esses autores ressaltam claramente o potencial da combinação incorporação de material orgânico com a solarização no controle de vários patógenos de solo e explicam que embora não tenham estudado o mecanismo de inativação do patógeno através do tratamento, os resultados obtidos indicam que vários fatores contribuem para esta inativação, tais como a temperatura do solo, a anaerobiose e os compostos específicos do material incorporado e explicam que a temperatura do solo, embora não seja suficiente para erradicar o fitopatógeno, é crucial para o controle do fungo.

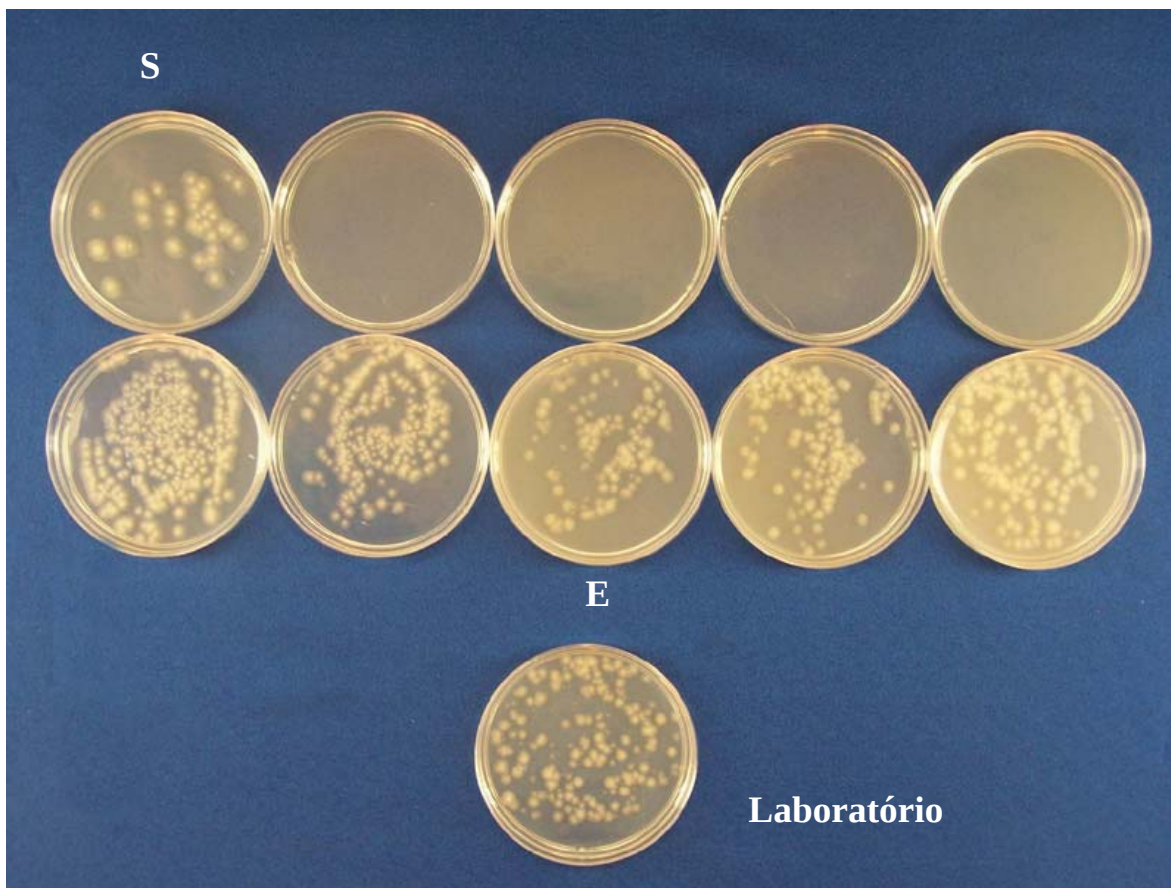


Figura 16. Detalhe do crescimento de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 aos 28 dias da instalação do experimento. S=Solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; MM=Mamona; MD=Mandioca.

Ainda, de acordo com a Figura 15, todos os tratamentos onde apenas incorporou-se material orgânico e a testemunha absoluta (solo) não houve controle do fungo, determinando assim que a aplicação do filme plástico é imprescindível para inativar o patógeno. Certamente, todos os materiais orgânicos liberam gases tóxicos aos fitopatógenos e quando não há cobertura plástica esses compostos são facilmente perdidos para a atmosfera.

Resíduos de eucalipto e mandioca brava incorporados ao solo seguido de solarização mostrou-se eficiente tanto quanto as brássicas no controle de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2, destacando-se o eucalipto e a mandioca, por ter contribuído no controle

do fungo mais precocemente, equiparando-se com o brócolos que já tem propriedades tóxicas bastante conhecidas, liberando ácidos orgânicos, aldeídos, enxofre, glucosinolatos, isotiocianatos, entre outros (Gamliel & Stapleton, 1993a; Blok et al., 2000).

Assim, pode-se estimar que, possivelmente, compostos orgânicos voláteis como hidrocarbonetos, álcoois, aldeídos, cetonas, ácidos, ésteres (Charles & Simon, 1990) presentes em eucaliptos, a ricinina (Ribeiro & Bedendo, 1999) presente na mamona e o ácido cianídrico e a linamarina (Mídio & Martins, 2000) presentes na mandioca, podem estar contribuindo positivamente para o controle desse fungo. Entretanto, não se sabe que composto é realmente o responsável pela toxicidade e inativação, bem como em que concentração os mesmos comportam-se como tóxicos aos microrganismos.

Ainda, todos esses materiais podem, quando incorporados, gerar compostos ainda indeterminados e que podem ter ação tóxica a fitopatógenos.

b) *Macrophomina phaseolina*

Para o fungo *M. phaseolina*, as Figuras 17 e 18 e a Tabela 17 do apêndice mostram que os quatro materiais orgânicos testados associados à solarização foram eficientes no controle do patógeno. Os resíduos de brócolos e mandioca comportaram-se igualmente, ou seja, desde a primeira avaliação da sobrevivência do fungo (aos 7 dias da instalação do experimento) já não havia propágulos viáveis. Para mamona foi obtida erradicação do fitopatógeno após o 7º dia de avaliação e o eucalipto depois dos 21 dias, embora o número médio de colônias viáveis tenha sido pequeno.

A incorporação de resíduos orgânicos no solo, estimula também a atividade da biota e esse estímulo limita a atividade dos fitopatógenos, pois aumenta a competição por espaço e nutrientes, favorece a produção de metabólitos voláteis ou não voláteis tóxicos aos patógenos. Também diversos agentes de controle biológico sendo competidores, podem aumentar a sua atividade por meio do aproveitamento dos resíduos incorporados (Bettiol & Ghini, 2005).

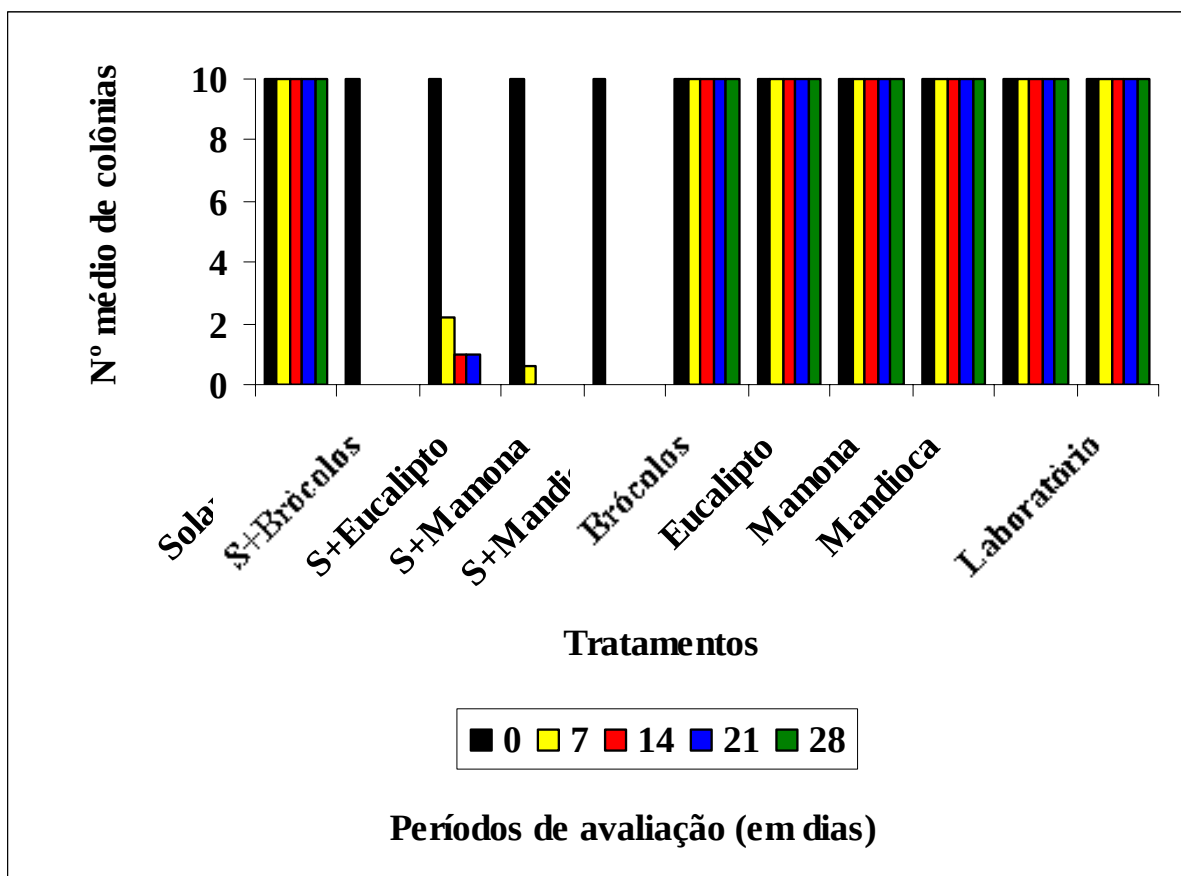


Figura 17. Sobrevivência de *Macrophomina phaseolina* no experimento 2 em campo (fevereiro a março de 2005). S= Solarizado.

Esse fitopatógeno é bastante resistente a temperaturas elevadas, por isso apresenta maiores problemas em regiões em que ocorrem altas temperaturas. Assim, pouca influência tem o aumento de temperaturas no seu controle.

Para o tratamento que associou o brócolos com a solarização, já era esperada a inativação do fungo, pois em trabalho recente Ambrósio et al., (2004) obtiveram controle de *M. phaseolina* quando incorporaram brócolos e solarizaram com três espessuras diferentes de polietileno. Quando esses autores utilizaram o plástico de 100 µm, obtiveram controle a partir do 7 dia de avaliação. Também Lodha et al., (1997) trabalhando com associação da incorporação de resíduos de brássicas com a solarização obtiveram erradicação de 75-96% nos microescleródios de *M. phaseolina*.

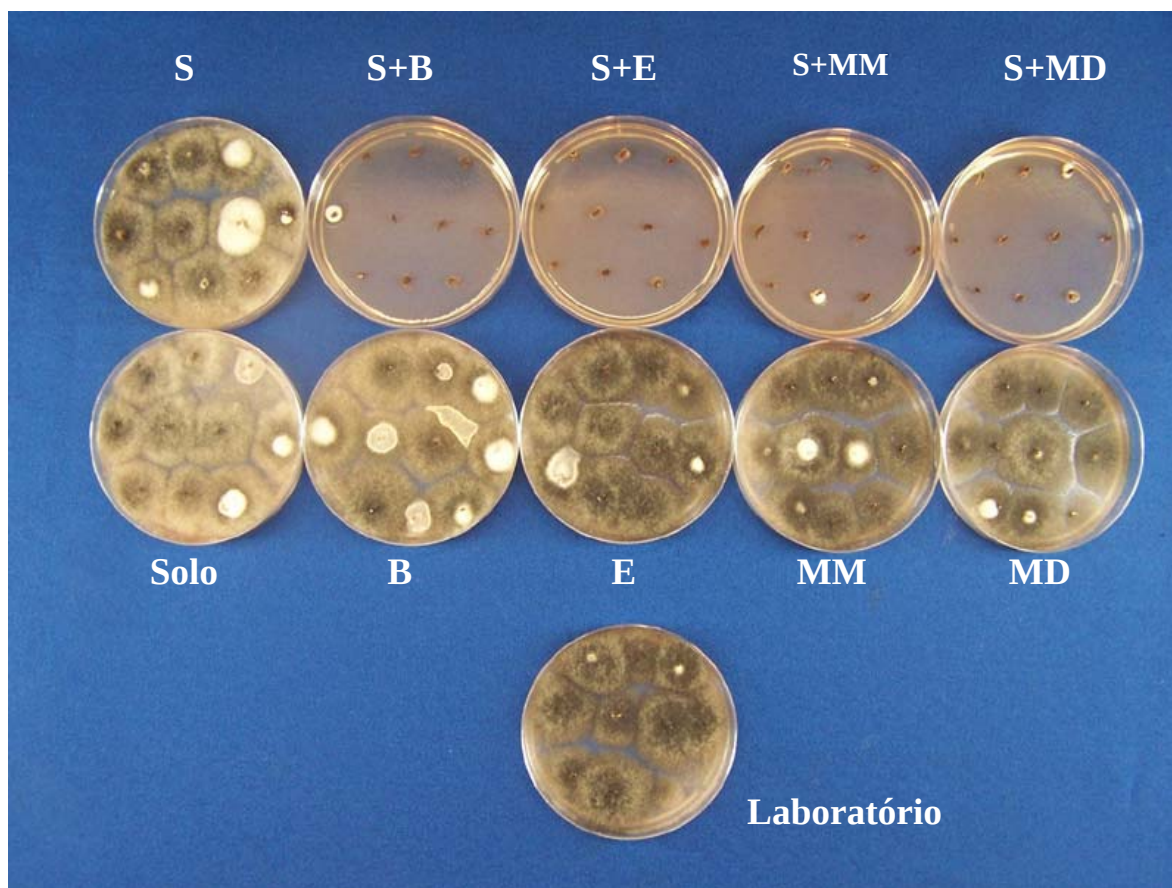


Figura 18. Detalhe do crescimento de *Macrophomina phaseolina* aos 28 dias da instalação do experimento. S=solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; MM=Mamona; MD=Mandioca.

Os demais tratamentos foram ineficientes na erradicação do patógeno e nem mesmo diminuiu o número médio de colônias viáveis, inclusive o tratamento onde apenas aplicou-se a cobertura plástica. Esse resultado confirma os dados obtidos por McCain et al., (1982), Mihail & Alcorn (1984), Hartz et al., (1987) e Ambrósio (2000), que também não conseguiram erradicar *M. phaseolina* através da solarização do solo quando empregada isoladamente.

Independente do material orgânico, a sua incorporação ao solo não teve reflexo algum no controle desse fungo. A resposta positiva na inativação foi obtida

somente nas parcelas onde consorciou-se as técnicas. Entretanto, o resultado indica que cada material se comportou diferentemente em relação a esse patógeno.

Provavelmente, cada patógeno apresenta um grau de sensibilidade a um determinado volátil gerado, existindo compostos altamente biocida para um determinado microrganismo e não apresentando problema para outro, bem como as concentrações requeridas para erradicar os patógenos são diferentes, podendo também um determinado composto ter uma ação altamente eficaz no controle de um fitopatógeno (agindo rapidamente) e agir mais tardiamente em um outro microrganismo.

Quando se associou incorporação de resíduos de eucalipto com a solarização, foi obtido controle mais tardio desse fungo, provavelmente, *M. phaseolina* não seja tão sensível aos compostos que foram gerados com a decomposição desse material.

c) *Rhizoctonia solani*

Observa-se através das Figuras 19 e 20 e a Tabela 18 do apêndice, que os tratamentos em que foi incorporado material orgânico seguido por solarização do solo, propiciaram a inativação de *R. solani*. Os tratamentos (S+Brócolos; S+Mamona e S+Mandioca) destacaram-se por mostrar efeito altamente positivo a esse patógeno, já que aos 7 dias, após a instalação do experimento as estruturas do patógeno já haviam sido erradicadas. Na parcela em que associou-se a incorporação de eucalipto com a solarização, houve controle do fungo após os 14 dias de instalação do experimento. Também Blok et al., (2000) obtiveram significativa redução no número de estruturas de sobrevivência viáveis de *R. solani* quando trabalharam com a incorporação de capim e brócolos, separadamente, associado à solarização do solo.

Mais uma vez, os resultados mostraram que há especificidade de toxicidade de um material em relação a um patógeno. Na parcela onde apenas foi aplicada a cobertura plástica não houve erradicação do fungo, entretanto, observa-se uma diminuição gradativa no número médio de colônias viáveis ao longo das avaliações. Blok et al., (2000) também não obtiveram erradicação de *R. solani* quando apenas aplicaram a cobertura plástica, mas como os autores testaram o tratamento em dois anos consecutivos (1994 e 1995), no ano de 1994 houve uma redução na sobrevivência do patógeno, no entanto esse resultado não se repetiu no ano seguinte.

Existem divergências na obtenção de controle de *R. solani* através da solarização do solo, quando aplicada isoladamente (Souza, 1994). Patrício, (2000) estudando o efeito da solarização do solo em ambiente protegido, na viabilidade de *R. solani* obteve erradicação do patógeno tanto com 20 quanto com 30 dias, em experimentos diferentes, dentro da casa de vegetação e após 40 dias na área externa. De acordo com a autora, períodos de tratamento de 30 dias em casa de vegetação e de 40 dias em área externa, no verão são suficientes para promover o controle do fungo.

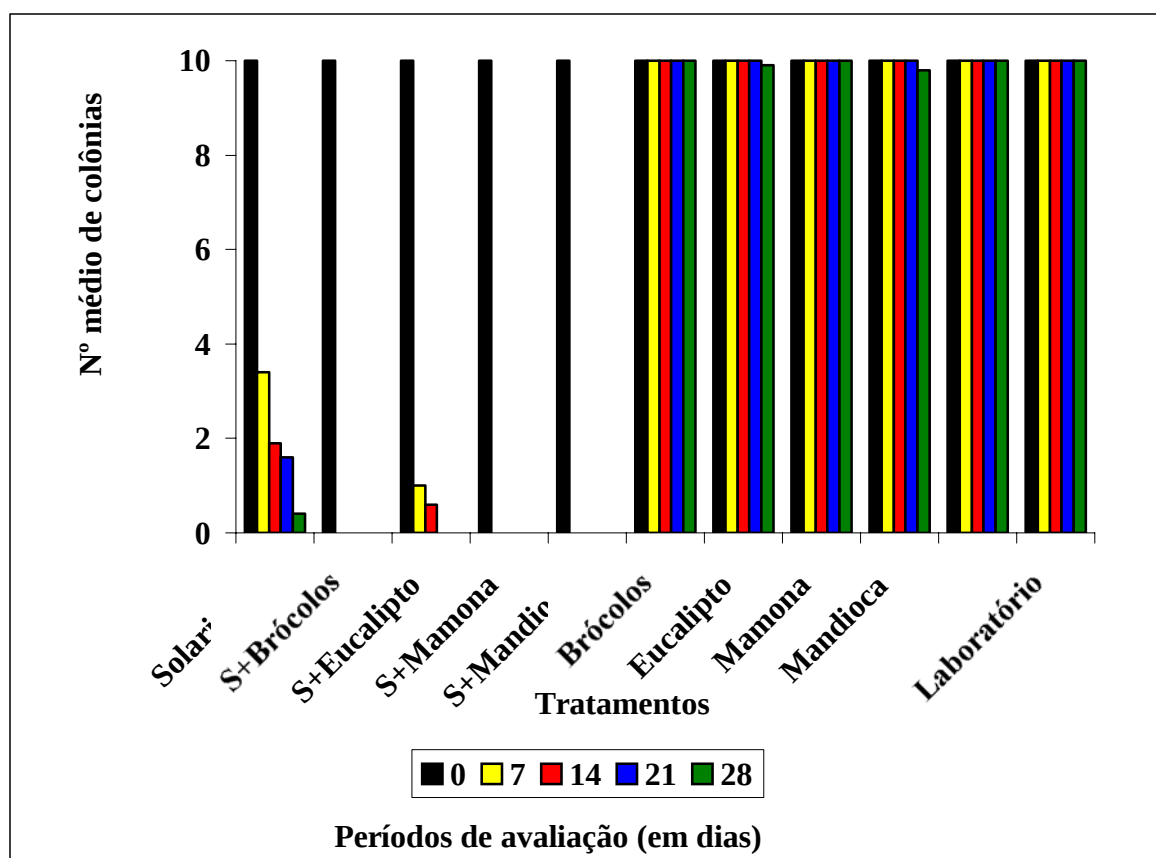


Figura 19. Sobrevivência de *Rhizoctonia solani* no experimento 2 em campo (fevereiro a março de 2005). S= Solarizado.

Diante dos resultados apresentados e informações de trabalhos envolvendo o controle de *R. solani* através da solarização do solo, estima-se que esta técnica pode controlar *R. solani* após 30 dias de tratamento, no verão, e que a incorporação de material orgânico (brócolos, eucalipto, mamona e mandioca) na proporção de 3 kg/m²,

seguido da aplicação de cobertura plástica diminui drasticamente o tempo necessário para a inativação do fungo.

As parcelas onde apenas incorporou-se material orgânico (Figura 19) não foi obtido erradicação do patógeno, ficando claro que os compostos voláteis oriundos da decomposição do material e aprisionados através da cobertura plástica, certamente, são os responsáveis pela eficiência na precocidade de controle desse patógeno.

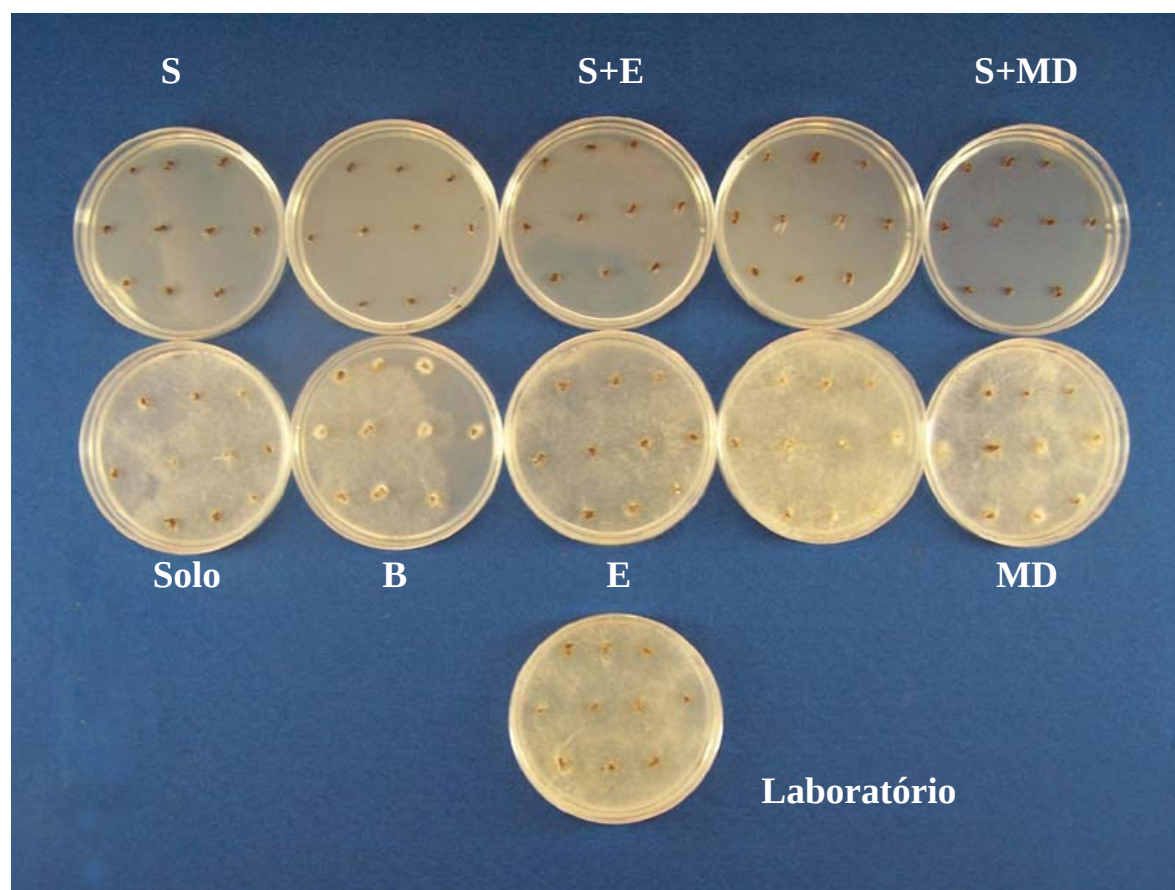


Figura 20. Detalhe do crescimento de *Rhizoctonia solani* aos 28 dias da instalação do experimento. S=solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; MM=Mamona; MD=Mandioca.

d) *Sclerotium rolfsii*

Conforme as Figuras 21 e 22 e a Tabela 19 do apêndice, pode-se constatar a eficiência da associação da incorporação de brócolos, eucalipto e mandioca associada à solarização na erradicação de *S. rolfsii*. Os tratamentos (S+Eucalipto e S+Mandioca) controlaram o patógeno com até 7 dias de tratamento, já quando associou-se a incorporação de mamona com a solarização não houve erradicação do fitopatógeno, embora tenha sido observada uma significativa redução no número médio de colônias viáveis.

Resultado semelhante foi obtido por Souza & Bueno (2003), no entanto, esses autores testaram a prévia incorporação de couve (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.) e torta de mamona associada à solarização do solo no controle de *S. rolfsii*. Tanto a couve quanto à torta de mamona com a solarização erradicaram o patógeno com menos de 14 dias da instalação do experimento.

Ainda de acordo com a Figura 21, o tratamento solarizado sem a incorporação de material orgânico, não foi efetivo no controle de *S. rolfsii*, embora tenha havido uma diminuição no número médio de colônias viáveis. Esse resultado está em concordância com os obtidos por Souza & Bueno (2003), que também não obtiveram erradicação dos escleródios de *S. rolfsii*.

Muitos autores tem reportado a eficiência da incorporação de brássicas ao solo seguido de solarização no controle de diversos fungos fitopatogênicos (Gamliel & Stapleton, 1993a; Blok et al., 2000; Lodha et al., 1997; Ramirez-Villapudua & Munnecke, 1988; Souza & Bueno, 2003; Ambrósio et al., 2004), sendo que todos afirmam que o aprisionamento dos voláteis pelo filme plástico é o que confere a eficiência do tratamento. Esse fato também foi observado no presente trabalho com todos os materiais testados.

Já Ghini et al., (1997) avaliando o efeito da solarização do solo no controle de *S. rolfsii* em feijoeiro obtiveram redução no número de escleródios recuperados do patógeno nos dois ciclos da cultura, ainda que tenha sido alta a viabilidade dos escleródios recuperados. A temperatura máxima obtida por esses autores, na parcela solarizada, a 10 cm de profundidade foi de 41°C, e de acordo com Lefèvre & Souza (1993), essa temperatura é subletal a *S. rolfsii*.

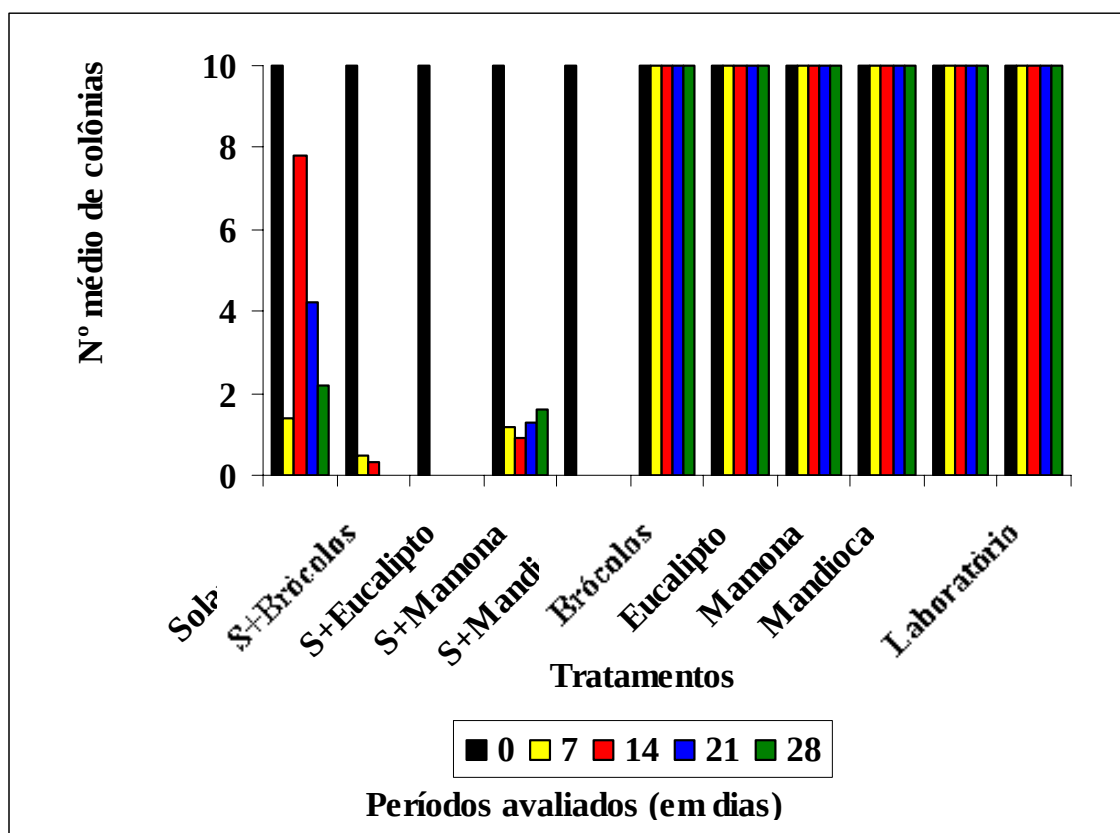


Figura 21. Sobrevivência de *Sclerotium rolfsii* no experimento 2 em campo (fevereiro a março de 2005). S= Solarizado.

A incorporação de material orgânico ao solo, sem aplicação da cobertura plástica também não propiciou controle de *S. rolfsii*, certamente, grande parte dos compostos gerados com a decomposição dos materiais são realmente perdidos e as substâncias que por ventura ficam no solo, não são suficientes para controlar nenhum dos fitopatógenos estudados, nem mesmo diminuir o número de colônias viáveis durante o período avaliado.

Diante dos resultados obtidos verificou-se que todos os materiais orgânicos associados à solarização do solo apresentaram grande potencial no controle dos fitopatógenos estudados. No entanto, a mandioca brava apresentou-se como um material altamente eficiente e promissor no controle desses patógenos de solo, quando em associação com a solarização do solo.

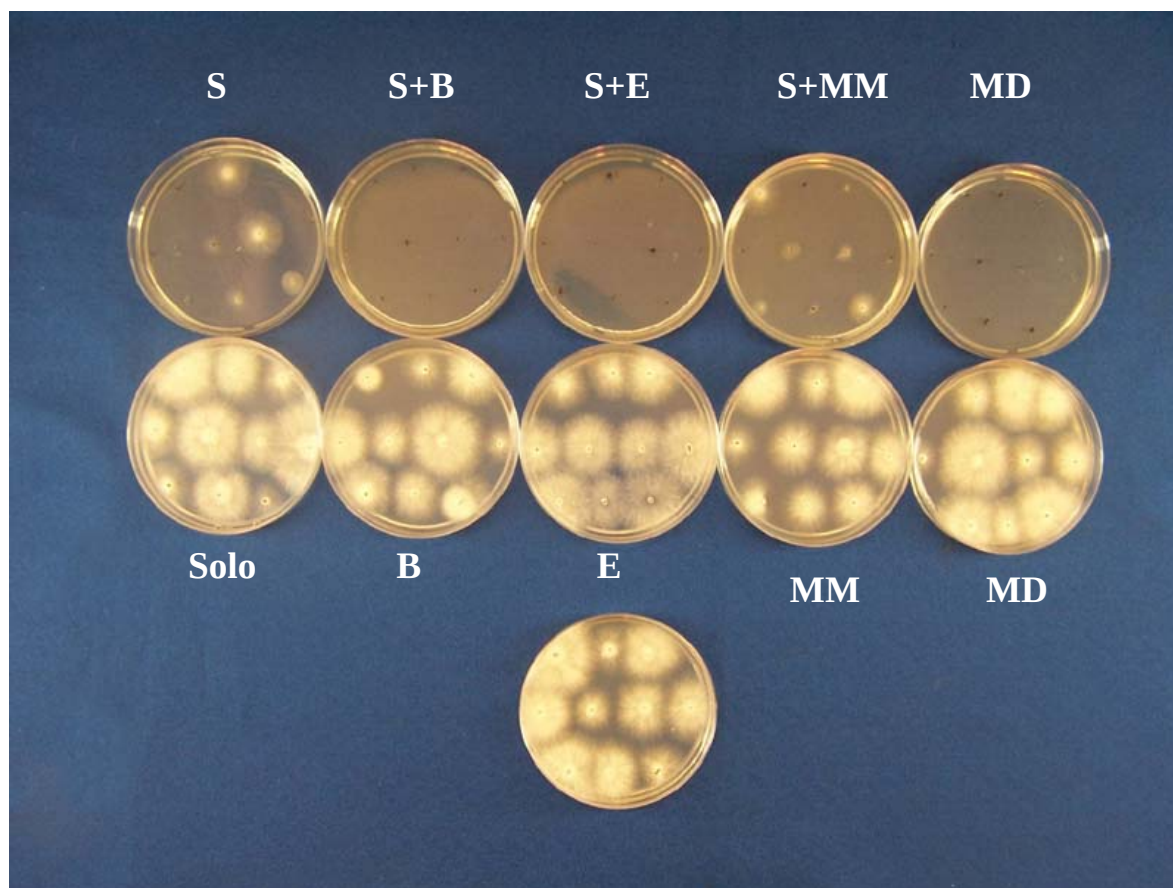


Figura 22. Detalhe do crescimento de *Sclerotium rolfsii* aos 28 dias da instalação do experimento. S=solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; MM=Mamona; MD=Mandioca.

No tratamento onde incorporou-se mandioca seguida de solarização foi obtido erradicação de todos os fungos estudados com até 7 dias da instalação do experimento, sendo esse material orgânico tão ou mais eficiente que as brássicas na erradicação dos fitopatógenos estudados.

Diante disso, fica evidente que a utilização da mandioca brava associada à solarização do solo no controle de doenças de plantas é bastante conveniente e deve haver continuidade no estudo desse material orgânico que apresentou resultados bastante promissores. Foi estudado nesse trabalho apenas a mandioca brava, que segundo o IAC de Campinas, citado por Lorenzi & Dias, (1993) apresenta mais de 200 µg/mL de ácido cianídrico em sua composição. No entanto, não se pode afirmar que a mandioca mansa, que

apresenta menos de 100 $\mu\text{g/mL}$ de ácido cianídrico também seja eficiente no controle desses patógenos, certamente, se a mandioca mansa, também mostrar efeito positivo no controle de patógenos de solo, pode-se argumentar que baixas concentrações do ácido pode ser suficiente para o controle, ou que possivelmente, não seja o ácido cianídrico o principal responsável pela inativação dos patógenos.

Também foi observado no segundo experimento de solarização que durante as avaliações de sobrevivência de todos os fungos estudados no tratamento (mandioca + solarização) não foram constatados contaminantes nas placas, fato este, comum nos demais tratamentos que embora tenham sido usados meios semi-seletivos foram observados contaminantes. Essa constatação deixa uma hipótese, de que, possivelmente, esse material quando incorporado ao solo seguido da aplicação de cobertura plástica pode comportar-se como um composto altamente biocida, podendo até vir a ser um biofumigante como alternativa ao emprego do brometo de metila nos tratamentos de solo para a erradicação de fitopatógenos.

Futuros trabalhos que avaliem o poder de toxicidade desses materiais em relação às plantas e a microbiota do solo devem ser realizados, pois como relatado, existe uma gama de produtos que podem ser liberados à medida que esses resíduos são decompostos e ficam aprisionados sob o plástico e não há informação se após a retirada da cobertura plástica essas substâncias são totalmente perdidas para atmosfera, se algumas delas persistem no solo, e se as mesmas podem ser ou não prejudiciais às plantas, já que Smoliska (2000), quando trabalhou com incorporação de brássicas (mostarda e nabo) isoladamente, verificou que os resíduos dos materiais causam danos na germinação de sementes de cebola e no crescimento de plantas.

Correlacionando os dados de microcosmo com os de campo pode-se destacar que o microcosmo propicia uma idéia da potencialidade do material orgânico em relação a um patógeno, mas, não é possível relacionar a proporção de material usado em microcosmo com a quantidade a ser usada em campo para erradicar um dado patógeno de solo.

De acordo com os dados obtidos em microcosmo, os materiais testados foram eficientes para erradicar todos os patógenos estudados. No entanto, nesses ensaios, a proporção de material utilizado foi 1kg/m^2 . Quando o experimento foi conduzido em campo,

com a mesma proporção de material orgânico utilizado em laboratório, o resultado foi negativo, ou seja, nenhum patógeno foi erradicado, mas, quando repetiu-se o experimento utilizando-se 3 kg/m² de material orgânico, quase todos os fungos foram erradicados, exceto *Sclerotium rolfsii*, no tratamento (Solarizado+Mamona) que apesar de não ser totalmente eliminado, reduziu significativamente a viabilidade dos escleródios. Certamente, no microcosmo, os voláteis gerados não são perdidos, ficando totalmente aprisionados no frasco, proporcionando maior efeito sobre os patógenos.

Um fato que chama atenção, quando se comparam os resultados de microcosmo com os de campo é a utilização de mandioca brava quando associada à solarização. Esse material orgânico tanto em microcosmo como em campo foi o que mais se destacou, propiciando uma inativação mais rápida de todos os patógenos, sendo algumas vezes, mais eficiente que o brócolos.

Pelos dados obtidos foi possível estabelecer um ranqueamento dos três materiais ora prospectados mais o brócolos, promissores para serem utilizados, associado à solarização, no controle dos patógenos estudados. Assim, tomando-se como referencial de eficiência o controle até 7 dias do início do tratamento os seguintes materiais assim se comportam, em ordem decrescente de efetividade:

- 1) **Mandioca:** *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*; *M. phaseolina*; *R. solani*; *S. rolfsii*
- 2) **Brócolos:** *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*; *M. phaseolina*; *R. solani*
- 3) **Eucalipto:** *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*; *S. rolfsii*
- 4) **Mamona:** *R. solani*

Portanto, os resultados mostram que todos os materiais testados têm grande potencial no controle de fungos de solo, quando associados à solarização, que além de proporcionar um aumento na temperatura, aprisiona os gases gerados pela decomposição acelerada dos materiais orgânicos. Entretanto, cada material comporta-se diferentemente em relação aos patógenos estudados, merecendo assim, que futuras pesquisas sejam realizadas para determinar quais são os compostos letais gerados por esses materiais orgânicos e seus efeitos sobre os diferentes fitopatógenos.

7 CONCLUSÕES

- 1) A mandioca brava, associada à solarização do solo na proporção de 3 kg/m², durante os primeiros 7 dias, inativa todos os fungos estudados, sendo este o mais eficiente material prospectado;
- 2) A incorporação de brócolos, eucalipto, mamona e mandioca, na proporção de 1kg/m² de material fresco, em microcosmo pode avaliar o potencial de inativação de *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* Raça 2, *Macrophomina phaseolina*, *Rhizoctonia solani* e *Sclerotium rolfsii*;
- 3) A associação da incorporação de brócolos, eucalipto, mamona e mandioca, na proporção de 1kg/m² de material fresco, com a solarização em campo durante 28 dias, não é eficiente no controle de *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* Raça 2, *Macrophomina phaseolina*, *Rhizoctonia solani* e *Sclerotium rolfsii*;

- 4) A condição de microcosmo propicia uma idéia da potencialidade do material orgânico em relação a um patógeno, mas, não permite correlacionar a proporção de material usado em microcosmo com a quantidade a ser usada em campo para erradicar fitopatógenos;
- 5) Os materiais orgânicos, quando associados à solarização na proporção de 3 kg/m², apresentam a seguinte escala decrescente de eficiência: mandioca, brócolos, eucalipto e mamona;
- 6) A solarização do solo quando empregada isoladamente, assim como os materiais orgânicos, na proporção de 1kg/m² ou de 3kg/m², durante o período considerado, não são eficientes na inativação de qualquer um dos fungos estudados.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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.

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

AMBRÓSIO, M. M. Q; BUENO, C. J.; SOUZA, N. L. Sobrevivência de *Macrophomina phaseolina* em solo incorporado com brócolos seguido de solarização. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 30, n. 3, p. 364-370, 2004.

AMORIN, L. Sobrevivência do inóculo. In: FILHO, A.B., KIMATI, H., AMORIN, L. **Manual de Fitopatologia – Princípios e conceitos**. 3 edição. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. p. 246-266.

AYCOCK, R. Stem rot and other diseases caused by *Sclerotium rolfsii*. **North Carolina Agricultural Experimental Station Technical Bulletin**, Raleigh, n. 174, 1966. 202 p.

BEDENDO, I. Damping off. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Ed.). **Manual de fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. p. 820-828. v. 1. Princípios e Conceitos.

BELTRÃO, M. E. M.; SILVA, L. C.; MELO, F. B. Mamona consorciada com feijão visando produção de biodiesel, emprego e renda. **Bahia Agrícola**, v. 5, p. 34-37, 2002.

BETTIOL, W.; GHINI, R. Controle Biológico. In: BERGAMIM FILHO, A.; KIMATI, L.; AMORIN, L. **Manual de Fitopatologia** – Princípios e Conceitos. 3 edição. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. p. 717-728.

BETTIOL, W.; GHINI, R. Solos Supressivos. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T. MENEZES, M. **Ecologia e Manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**, 2005. p.125-143.

BIANCHINI, A.; MARINGONI, A. C.; CARNEIRO, S. M. T. G. Doenças do feijoeiro. In: KIMATI, H. et al. (Ed.). **Manual de fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1997. p. 376-379. v. 2: Doenças das Plantas Cultivadas.

BLOK, W.J., LAMERS, J.G., TERMORSHUIZEN, A.J., BOLLEN, G.J. Control of soilborne plant pathogens by incorporating fresh organic amendments followed by tarping. **Phytopathology**, St. Paul, v.90, n.3, p.253-9, 2000.

BOKANGA, M. Processing of cassava leaves for human consupntion. **Acta Horticultural**, The Hague, v. 375, p. 203-207, 1994.

BRINHOLI, O. **Cultura da Mamoneira**. Botucatu-SP, 1995, 107 p.

BUENO, O. C.; HEBLING-BERALDO, M. J. A.; SILVA, A.; PAGNOCCA, F. C.; FERNÁNDEZ, J. B.; VIEIRA, P. C. Toxic effect of plants on leaf-cutting ants and their symbiotic fungus. In: VAN DER MEER, R. K.; JAFFE, K.; CEDENDO, A. (Ed.) **Applied myrmecology: a world perspective**. San Francisco: Westview Press, 1990. p. 420-423.

BUENO, C. J. **Produção e preservação de estruturas de resistência de fungos fitopatogênicos habitantes do solo**. 2004, 101 f. Tese (doutorado) – Universidade Estadual Paulista/ FCA, Botucatu – SP.

BUENO, C. J.; AMBROSIO, M. M.Q.; SOUZA, N. L. de.; CEREZINI, P. C. Controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2, *Macrophomina phaseolina* e *Sclerotium rolfsii* em microcosmo simulando solarização com prévia incorporação de couve (*Brassicae oleracea* var. *acephala* L.). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 30, n. 3, p. 356-363, 2004.

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

CAGNON, J. R.; CEREDA, M. P & PANTAROTTO, S. Glicosídeos cianogênicos da mandioca: biossíntese, distribuição, destoxificação e métodos de dosagem. In: CEREDA, M. P. Agricultura: **Tuberoses Amiláceas Latino Americanas**, série culturas e tuberosas Amiláceas Latino Americanas. 2002, v. 2, p. 83-99.

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

CARVALHO, V. D. & CARVALHO, J. G. Princípios tóxicos da mandioca. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 5, n. 59/60, p. 82-88, 1979.

CEREZINI, P.C. **Murcha de *Verticillium* sp. em tomateiro. Variabilidade do patógeno e comportamento de variedades.** Botucatu, 1989. 80p. Dissertação em Agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

CEREZINI, P.C. & SOUZA, N. L. Caracterização cultural e fisiológica de *Rhizoctonia solani* GA 4 HGI associado a vagens de amendoimzeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 443-454, 1996.

CHARLES, D.J.; SIMON, J. E. Comparison of extraction methods for the rapid determination of essential oil content and composition of basil. **Journal of American society of Horticultural Science**, Alexandria, v. 115, n. 3, p. 458-462, 1990.

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.

CONCEIÇÃO, A. J. da. **A mandioca**. São Paulo: Nobel, 1987, 382 p.

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

CRUZ, G. L. **Dicionário das Plantas Úteis do Brasil**. Editora Civilização Brasileira S. A. 2^a ed. Rio de Janeiro, 1982, 599p.

CRUZ, J. C. S.; ROCHA, M. M.; SOUZA, N. L.; PADOVANI, C. R. & MINHONI, M. T. A. Aspectos microbiológicos do solo e a técnica de solarização. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, n. 1, p. 74-81, 2005.

CUNHA, M.G. **Controle da Podridrão-Branca do Alho** (*Sclerotium cepivorum* Berk.) **por solarização**. Minas Gerais, 1991. 67p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitopatologia)-Universidade Federal de Viçosa.

DERBALLI, E. et al. Biosynthesis of sulfur volatile compounds in broccoli seedlings stored under anaerobic conditions. **Postharvest Biol. Technol.**, Amsterdam, v. 13, n.3, p. 191-204, 1998.

DeNOBILLI, M.; CONTIN, M.; MONDINI, C.; BROOKES, P. C. Soil microbial biomass in triggered into activity by trace amounts of substrate. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 33, n. 9, p. 1163-1170, 2001.

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

DIAS, M. S. C. **Efeito da solarização do solo no controle da morte prematura de maracujazeiros**. Botucatu, 1997. 125 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

FENILLE, R. C.; SOUZA, N. L. Efeitos de materiais orgânicos e da umidade do solo na patogenicidade de *Rhizoctonia solani* Kuhn GA-4 HGI ao feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, n. 10, p. 1959-1967, 1999.

FERRAZ, L. C., SOUZA, N. L., BERGAMIM FILHO, A. & TEIXEIRA, L. D. Efeito da solarização do solo e adição de matéria orgânica na viabilidade de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Fitopatologia brasileira**, Fortaleza, v. 30 (suplemento), S 102, 2005.

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.

FONSECA, A. M. **Caracterização farmacológica das folhas de Palma-christi – *Ricinus communis* L. – Euphorbiaceae**. Bragança Paulista, 2001. 97 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Estudos Pós-Graduados em Farmácia, Universidade São Francisco, Bragança Paulista/SP.

FORNEY, C. F.; JORDAN, M. A. Anaerobic production of methanethiol and other compounds by *Brassica* vegetables. **HortScience**, Alexandria, v. 34, n.4, p. 696-699, 1999.

GAMLIEL, A., AUSTERWEIL, M.; KRITZMAN, G. Non-chemical approach to soilborne pest management – organic amendments. **Crop Protection**, Oxford, v. 19, p. 847-853, 2000.

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 (a).

GAMLIEL, A., STAPLETON, J. J. Effect of soil amendment with chicken compost or ammonium phosphate and solarization on pathogen control, rhizosphere microorganisms and lettuce growth. **Plant Disease**, St. Paul, v. 77, p. 886-891, 1993 (b).

GAZONI, D. L., YORINORI, J. T. **Manual de identificação de pragas e doenças da soja**. Brasília: Embrapa SPI, 1995. 128p.

GHINI, R.; BETTIOL, W.; CALDARI JÚNIOR, P. Solarização do solo para o controle de *Sclerotium rolfsii* em feijoeiro. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v. 23, n. 2, p. 143-145, 1997.

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

GHINI, R.; SCHOENMAKER, I. A. S.; BETTIOL, W. Solarização do solo e incorporação de fontes de matéria orgânica no controle de *Pythium* spp. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 7, n.9, p. 1253-1261, 2002.

HAWKSWORTH, D. L.; KIRK, P. M.; SUTTON, B. C.; PEGLER, D. N. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of the fungi**. New York: CAB International, 1995. 616 p.

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.

HILAL, S. H.; HAGGAG, M. Y.; REDA, M. Phytochemical Study of *Ricinus communis* L. **Egypt. J. Pharm. Sci.**, v. 20, n. 1-4, p. 63-70, 1979.

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.; AMORIM, L.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas**. 3. ed. São Paulo: Agronômica ceres, 1997, v. 2, 774 p.

KO, W.; HORA, F. K. A selective medium for *Rhizoctonia solani* in soil. **Phytopathology**, St. Paul, v. 61, n. 6, p. 707-710, 1971.

KOMADA, H. Development of a selective medium for quantitative isolation of *Fusarium oxysporum* from natural soil . **Review of Plant Protection Research**, Tokyo, v. 8, p. 114-124, 1975.

KUROZAWA, C.; PAVAN, M. A. Doenças do tomateiro. In: KIMATI, H. et al. (Ed.) **Manual de fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1997. p. 690-719. v. 2: Doenças das plantas cultivadas.

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.

LEITE, B.; SANDER, P. C. & SUGUI, J. A. O papel de compostos voláteis na germinação de esporos e na expressão de doenças em plantas. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 21, n. 2, p. 109-116, 1995.

LETACON, F.; SKINNER, F. A.; MOSSE, B. Spore germination and hyphal growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus mosseae* & Trappe, under decreased oxygen and increased carbon dioxide concentration. **Canadian Journal of Microbiology**, Ottawa, v. 29, p. 1280-1285, 1983.

LOCKWOOD, J. L. **Curso avançado sobre fitopatógenos do solo**. Piracicaba: Universidade de São Paulo, 1977, 41 p.

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.

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.

LORENZI, J. O., DIAS, C. A. C. **Cultura da Mandioca**. 2ª impressão. Campinas, Coordenadoria de Assistência Técnica Integral, 1993, 41 p. (Boletim Técnico, 211).

LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; TORRES, M. A.V.; BACHER, L. B. **Árvores exóticas no Brasil**, madeireiras, ornamentais e aromáticas. Nova Odessa- SP, 2003, 368p.

MAGALHÃES, C. P. **Estudo sobre as bases bioquímicas da toxicidade da manipueira a insetos, nematóides e fungos**. 1993. 117 p. Tese (Mestrado) Centro de Ciências, Universidade Federal do Ceará. Fortaleza.

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

MEYER, M. C., YORINORI, J. T. Incidência de doenças da soja em regiões tropicais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SOJA, Londrina, 1999. **Anais...** Londrina: Embrapa Soja, 1999. p. 457. (Documentos, 124).

MIDIO, A. F.; MARTINS, S. I. **Toxicologia de Alimentos**. São Paulo: Varela, 2000, 295p.

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, 68, p. 742-746, 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.

NAMBISAN, B. Evaluation of the effect of various processing techniques on cyanogen content reduction in cassava. In: BOKANGA, M., ESSERS, AJ. A, POUTER, N., ROSLING, H., TEWE, O. **Acta Horticultural** – International Workshop on cassava Safety. Tbadan: Wocas. v.375, p. 203-207, 1994.

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

OKOLIE, N. P.; UGOCHUKWU, E. N. Cyanide Contents of Some Nigerian Legumes and the Effect of Simple Processing. **Food Chemistry**, Baking, v.32, p. 209-216, 1989.

OSUNLAJA, S. O. Effect of organic soil amendments on the incidence of stalk rot of maize. **Plant and Soil**, The Hague, v. 127, p. 237-241, 1990.

PADMAJA, G. Evaluation of techniques to reduce assayable tannin and cyanide in cassava leaves. **Journal Agricultural Food Chemistry**., Washington, v. 37, p. 712-716, 1989.

PAPAVIZAS, G. C.; DAVEY, C. B. Rhizoctonia disease of bean as affected by decomposing green plant materials and associated microfloras. **Phytopathology**, St. Paul, v. 50, p. 516-522, 1960.

PAPAVIZAS, G. C.; DAVEY, C. B. Saprophytic behavior of *Rhizoctonia* in soil. **Phytopathology**, St. Paul., v. 51, n. 5, p. 693-699, 1961.

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

PATRÍCIO, F. R. A. **Solarização do solo em ambiente protegido e sua integração com controle biológico ou químico na viabilidade de *Phythium aphanidermatum* e *Rhizoctonia***

solani. 2000. 89 f. Tese (Doutorado em fitopatologia) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

PEREIRA, J. C. R.; ZAMBOLIM, L.; VALE, F. X. R.; CHAVES, G. M. Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas. In: LUZ, W. C.; FERNÁNDEZ, J. M.; PRESTES, A. M.; PICININI, E. C. 1996. p. 353-379, v. 4. **Revisão Annual de Patologia de Plantas**.

PLANTAS TÓXICAS. Disponível em: <<http://aquabiotech2.tripod.com/id5.html>>
ACESSO em: 17 maio 2005.

PONTE, J. J. Utilização de manipueira como defensivo agrícola. **Fitopatologia Venezuelana**, v. 5, n. 1, p. 2-5, 1992.

PONTE, J. J. Uso da manipueira como insumo agrícola: Defensivo e fertilizante. In: CEREDA, M. P. **Manejo, uso e tratamento de subprodutos da industrialização da mandioca**, série culturas e tuberosas amiláceas Latino Americanas, Fundação Cargill. 2001, v. IV, p. 80-95.

PUNJA, Z. K. The biology, ecology and control of *Sclerotium rolfsii*. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 23, p. 97-127, 1985.

RAMIREZ-VILLAPUDUA, J.; MUNNECKE, D. E. Control of cabbage yellows (*Fusarium oxysporum* f.sp. *coughlutinans*) 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.

REIS, E. M.; CASA, R. T.; HOFFMENN, L. L. Controle Cultural de doenças radiculares. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T. MENEZES, M. **Ecologia e Manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**, 2005. p. 279-301, 2005.

RIBEIRO, L. F.; BEDENDO, I. P. Efeito Inibitório de extratos vegetais sobre *Colletotrichum gloeosporioides* – Agente causal da podridão de frutos de mamoeiro. **Scientia Agrícola**, v. 56, n. 4, p. 1267-1271, 1999.

RODRIGUES, R. F. O.; OLIVEIRA, F.; FONSECA, A. M. As folhas de Palma Christi – *Ricinus communis* L. Euphorbiaceae Jussieu. **Revista Lecta**, Bragança Paulista, v. 20, n. 2, p. 183-194, 2002.

ROOBS, C. F. Controle biológico de doenças de plantas. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.15, n. 167, 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.

SALGADO, A. P. S. P.; CARDOSO, M. G.; SOUZA, P. E.; SOUZA, J. A.; ABREU, C. M.; PINTO, J. E. B. P. Avaliação da atividade fungitóxica de óleos essenciais de folhas de *Eucalyptus* sobre *Fusarium oxysporum*, *Botrytis cinerea* e *Bipolaris sorokiniana*. **Ciências Agrotécnicas**, Lavras, v. 27, n. 2, p. 249-254, 2003.

SANTOS, A. B. C.; PONTE, J. J. da. Ação fungicida da manipueira no controle do oídio. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 18, p. 302, 1993.

SARTORATO, A. Mela ou murcha da teia micélica. In: ZIMMERMANN, M. J. O., ROCHA, M., YAMADA, T. (Eds.). **Cultura do feijoeiro**: fatores que afetam a produtividade. Piracicaba: POTAFOS, 1988. p. 503-520.

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

SIVAN, A.; CHET, I. Integrated control of *Fusarium* crown and root and root rot of tomato with *Trichoderma harzianum* in combination with methyl bromide or soil solarization. **Crop Protection**, Oxford, v. 12, p. 380-386, 1993.

SILVEIRA, N. S. S. et al. Potencial de isolados de *Trichoderma* sp. no controle de *Sclerotium rolfsii* em feijoeiro. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 20, n. 1, p. 22-25, 1994.

SILVICULTURA DO EUCALIPTO. Disponível em: <

<http://www.ambientebrasil.com.br/composer.php3?base=./florestal/index.html&conteudo=./florestal/eucalipto.html>> ACESSO em: 18 maio 2005.

SINCLAIR, J. B., BACKMAN, P. A. (Eds.). **Compendium 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.

SMOLINSKA, U. Survival of *Sclerotium cepivorum* Sclerotia and *Fusarium oxysporium* clamydospores in soil amended with cruciferous residues. **Journal Phytopathology**, n. 148, p. 343-349, 2000.

SOUZA, N. L. Solarização do solo. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v.20, n. 2, p. 3-15, 1994.

SOUZA, N. L. Interação entre solarização e incorporação prévia de matéria orgânica no solo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.30, n. 1, p. 142-145, 2004.

SOUZA, N. L. de & BUENO, C. J. Sobrevivência de clamidósporos de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2 e *Sclerotium rolfsii* em solo solarizado incorporado com matéria orgânica. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 29, n. 2, p. 153-160, 2003.

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

STAPLETON, J. J.; DUNCAN, R. A. Soil desinfestation with cruciferous amendments and sublethal heating: effects on *Meloidogyne incognita*, *Sclerotium rolfsii* and *Pythium ultimum*. **Plant Pathology**, Oxford, v. 47, n.6, p. 737-742, 1998.

STRINDER, D. L.; WINSTEAD, N. N. Toxicity of acetic acid in *Cladosporium cucumerinum*. **Phytopathology**, St. Paul, p. 781-784, 1960.

SUBBARAO, k. v.; HUBBARD, J. C. Interactive effects of broccoli residue and temperature on *Verticillium dahliae* microesclerotia in soil and on wilt in cauliflower. **Phytopathology**, St. Paul, v. 86, n. 12, p. 1303-1310, 1996.

VALLE, T. L.; CARVALHO, C. R. L.; RAMOS, M. T. B.; MÜHLEN, G. S.; VILLELA, O. V. Conteúdo cianogênico em progênes de mandioca originadas do cruzamento de variedades mansas e bravas. **Bragantia**, Campinas, v. 63, n. 2, 2004.

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 Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu-SP

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

WYLLIE, T. D.; GANGOPADHYAY, S.; TEAGUE, W. R.; BLANCHARD, R. W.
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.

ZAR, J. H. **Biostatistical analysis**. Prentice-Hall, New Jersey, 1999, 663p.

9 APÉNDICE

1. Experimentos de Laboratório (microcosmo)

Tabela 2. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2) conforme tratamento e época de coleta dos experimento de laboratório (microcosmo).

Tratamento	Época de coleta (dias)								Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7		D14		D21		D28		
Solarizado	10975±4875 ¹ c AB		17750±17000 b BC		50750±33500 c C		3575±2225 b A		P<0,01
Solar+Brócolos	298±426 ab B		0±1 a A		2±2 a A		0±0 a A		P<0,01
Solar+Mandioca	727±445 b C		3±2 a B		0±1 a A		0±0 a A		P<0,01
Solar+Eucalipto	23±20 a B		600±325 b C		1±1 a A		0±0 a A		P<0,01
Solar+Mamona	23±16 a B		0±1 a A		0±1 a A		0±0 a A		P<0,01
Laboratório	4575±2400 c C		3625±1025 b BC		1400±1725 b AB		800±325 b A		P<0,01
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01		P<0,01		P<0,01		P<0,01		

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 3. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Macrophomina phaseolina*) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ a A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 c A	10,0±0,5 b A	P>0,05
Solar+Brócolos	10,0±0,0 a C	5,0±0,5 a B	1,0±2,0 a A	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Mandioca	10,0±0,0 a C	5,0±0,5 a B	0,0±0,5 a A	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Eucalipto	10,0±0,0 a B	10,0±0,0 b B	9,5±0,5 c B	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Mamona	10,0±0,0 a C	5,0±0,5 a B	5,0±0,5 b B	0,0±0,0 a A	P<0,01
Laboratório	10,0±0,0 a A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 c A	10,0±0,0 b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P>0,05	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 4. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Rhizoctonia solani*) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ b B	10,0±0,0 b B	10,0±0,0 b B	8,5±1,5 b A	P<0,01
Solar+Brócolos	10,0±0,0 b B	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Mandioca	0,0±0,5 a A	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	P>0,05
Solar+Eucalipto	10,0±0,0 b B	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Mamona	10,0±0,0 b B	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	0,0±0,0 a A	P<0,02
Laboratório	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 5. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Sclerotium rolfsii*) conforme tratamento e época de coleta dos experimentos de laboratório (microcosmo).

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ b A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	P>0,05
Solar+Brócolos	10,0±0,0 b C	5,0±0,5 a B	2,5±2,0 a A	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Mandioca	6,5±1,5 a B	5,0±0,0 a B	5,0±0,5 a B	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Eucalipto	10,0±0,0 b B	10,0±0,0 b B	10,0±0,0 b B	0,0±0,0 a A	P<0,01
Solar+Mamona	10,0±0,0 b C	5,0±0,5 a B	5,0±0,0 a B	0,0±0,0 a A	P<0,01
Laboratório	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	10,0±0,0 b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

2. Experimentos de Campo

2.1 Experimento 1

Tabela 6. Dados de temperaturas máximas diárias e precipitação do experimento de campo 1.

Dias	Solar	S+B	S+E	S+Mm	S+Md	B	E	Mm	Md	Solo	Tar	Precip
1	24,07	24,52	24,80	24,83	24,92	21,93	21,85	22,08	21,71	21,78	18,4	15,5
2	26,27	27,84	28,51	28,98	28,66	23,60	23,61	23,70	23,57	23,67	19,8	0
3	29,77	30,70	31,67	31,70	31,53	25,71	25,88	25,80	25,82	25,90	20,8	0
4	31,35	31,37	32,84	32,44	32,30	25,86	25,90	25,79	25,65	25,85	15,4	0
5	32,03	31,97	33,44	33,05	32,94	26,23	26,29	26,06	26,14	26,31	18,6	0
6	34,41	34,31	35,53	35,31	35,11	28,50	28,68	28,19	28,70	28,28	23	0
7	35,02	34,84	36,04	35,65	35,57	29,27	29,50	28,97	29,58	29,31	24,3	0
8	34,51	34,23	35,59	34,87	34,87	28,90	28,94	28,67	28,83	28,82	19,8	0
9	35,80	35,48	36,76	36,35	36,19	29,70	29,82	29,41	29,85	29,66	21,9	0
10	36,88	36,58	37,83	37,30	37,25	30,61	30,82	30,34	30,95	30,60	24,8	11
11	33,48	33,82	35,08	33,78	33,97	27,49	27,35	27,77	27,11	27,47	20,5	1
12	31,52	32,31	33,19	32,24	32,42	26,18	26,12	26,49	25,95	26,20	22,2	0
13	32,74	33,07	33,86	33,28	33,32	27,65	27,69	27,62	27,59	27,56	21,7	0
14	32,81	32,88	34,21	33,39	33,32	27,46	27,29	27,25	27,11	27,26	15,5	0
15	33,75	33,71	35,13	34,48	34,37	27,65	27,56	27,31	27,51	27,53	17,8	0
16	35,30	35,35	36,52	36,09	35,78	29,01	29,06	28,67	29,13	28,93	20,8	0
17	34,20	34,44	35,35	34,50	34,65	28,69	28,74	28,57	28,73	28,66	21,7	33
18	29,75	30,67	31,41	29,97	30,42	25,06	24,82	25,15	24,54	24,85	19	1,7
19	30,25	32,49	33,47	32,72	32,25	24,86	24,80	25,05	24,62	24,64	18	0

Continuação Tabela 6. Solar = Solarizado; S = Solarizado; B = Brócolos; E = Eucalipto; Mm = mamona; Md = Mamona; Tar = Temperatura do ar; Precip. = Precipitação

Dias	Solar	S+B	S+E	S+Mm	S+Md	B	E	Mm	Md	Solo	Tar	Precip
20	33,65	34,38	35,36	34,83	34,12	26,81	26,72	26,85	26,58	26,65	18,3	0
21	34,74	35,24	36,17	35,73	35,08	28,02	27,87	28,00	27,79	27,92	18,8	0
22	32,24	33,09	33,83	32,77	33,15	26,83	26,66	27,02	26,47	26,81	19	7,5
23	27,94	29,19	29,71	28,44	29,10	24,18	23,95	24,34	23,74	24,03	18,6	2
24	27,77	29,42	29,84	29,23	29,13	24,29	24,17	24,36	24,08	24,17	20,2	6,5
25	27,91	30,05	30,44	29,82	29,86	24,52	24,45	24,61	24,36	24,42	19,9	3,7
26	28,34	30,96	31,47	31,03	30,60	24,76	24,75	24,83	24,74	24,66	20,2	9,2
27	30,52	33,67	34,32	34,18	33,45	25,97	25,78	26,27	25,73	26,02	18,6	0
28	32,89	34,03	34,82	34,44	34,10	26,74	26,40	26,95	26,32	26,78	17,2	0

Tabela 7. Dados de temperaturas diárias máximas nos tratamentos onde associou-se as técnicas e precipitação do experimento de campo 1. Solar e S= Solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; Mm=Mamona; Md=Mandioca; Tar=Temperatura do ar; Precip.=Precipitação.

Dias	Solar	S+B	S+E	S+Mm	S+Md	Tar	Precip
1	24,80	25,50	25,67	26,08	26,00	22	15,5
2	32,80	36,56	37,92	40,45	39,33	26,8	0
3	37,55	39,16	39,91	42,24	41,68	28	0
4	41,04	40,86	42,72	44,72	43,44	23,2	0
5	41,84	41,76	42,96	45,20	44,24	27,8	0
6	44,08	43,76	44,96	47,36	46,16	30,4	0
7	42,72	41,92	43,12	45,44	44,32	31	0
8	42,72	41,84	43,36	44,72	43,68	26,4	0
9	46,00	45,04	46,24	48,72	47,20	30,2	0
10	45,60	44,56	46,00	47,76	46,72	31,4	11
11	39,04	39,57	40,40	41,44	41,20	26	1
12	35,53	36,19	36,98	37,26	36,97	27	0
13	40,36	40,57	41,20	42,64	41,60	29	0
14	40,15	40,03	41,44	42,88	41,12	20,6	0
15	43,44	42,88	44,40	46,16	44,64	25,6	0
16	45,36	45,20	45,60	48,16	46,56	29,4	0
17	41,36	41,20	41,76	43,36	42,40	30,2	33
18	30,62	32,35	32,80	32,27	32,39	22,2	1,7
19	37,97	40,82	42,56	43,68	40,86	24,8	0
20	44,08	44,24	44,80	47,36	43,04	25,6	0
21	44,72	44,48	45,36	47,68	43,44	26,8	0
22	38,92	39,45	39,45	40,96	38,71	25,2	7,5
23	29,09	30,78	31,20	30,91	30,62	21,8	2
24	31,03	34,66	34,70	36,36	34,29	25	6,5
25	32,31	37,26	36,97	39,04	35,86	25,6	3,7
26	31,98	36,68	36,68	38,21	35,40	25	9,2
27	38,83	44,32	44,72	47,60	42,80	25,8	0
28	43,12	43,84	44,16	46,88	42,80	25	0

Tabela 8. Dados de gases (CO₂ e O₂) medidos no experimento de campo 1. S =Solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; MD=Mandioca; MM=Mamona.

26/10/04	SOLARIZADO	S+B	S+E	S+MD	S+MM	B	E	MD	MM	SOLO
CO ₂	2,7	6,2	7,3	8,7	6,8	0	0	0	0	0
O ₂	16,2	10,1	8,1	5,6	9,0	20,7	20,5	20,4	20,3	20,7
27/10/04										
CO ₂	3,2	6,6	8,6	9,2	7,4	0	0	0	0	0
O ₂	15,3	9,3	5,8	4,7	8,0	20,5	20,2	20,2	20,3	20,6
28/10/04										
CO ₂	3,1	5,7	8,3	8,1	6,5	0	0	0	0	0
O ₂	15,5	10,9	6,4	6,7	9,4	20,7	20,5	20,5	20,4	20,8
29/10/04										
CO ₂	3,2	5,0	6,4	7,1	6,1	0	0	0	0	0
O ₂	15,3	12,1	9,7	8,4	10,3	20,6	20,5	20,5	20,5	20,6
30/10/04										
CO ₂	3,5	4,8	8,8	6,9	6,0	0	0	0	0	0
O ₂	14,8	12,6	5,5	8,8	10,4	20,6	20,5	20,5	20,4	20,6
01/11/04										
CO ₂	3,2	3,9	7,1	5,1	4,6	0	0	0	0	0
O ₂	15,4	14,1	8,4	12,0	12,9	20,6	20,5	20,5	20,5	20,8
02/11/04										
CO ₂	2,9	3,6	6,6	4,8	4,4	0	0	0	0	0
O ₂	15,8	14,7	9,4	12,6	13,3	20,6	20,5	20,5	20,5	20,6
05/11/04										
CO ₂	2,6	3,1	5,5	4,1	3,6	0	0	0	0	0
O ₂	16,3	15,5	11,4	13,8	14,6	20,8	20,6	20,7	20,6	20,7

Continuação do Tabela 8

08/11/04	SOLARIZADO	S+B	S+E	S+MD	S+MM	B	E	MD	MM	SOLO
CO ₂	2,3	2,6	3,6	3,2	2,7	0	0	0	0	0
O ₂	16,9	16,4	14,7	15,3	16,2	20,6	20,6	20,6	20,6	20,7
10/11/04										
CO ₂	2,5	2,7	4,7	3,4	3,0	0	0	0	0	0
O ₂	16,6	16,2	12,8	14,9	15,7	20,6	20,5	20,6	20,5	20,6
12/11/04										
CO ₂	2,3	2,6	3,4	3,5	2,6	0	0	0	0	0
O ₂	16,9	16,5	15,0	14,7	16,4	20,7	20,6	20,7	20,6	20,7
17/11/04										
CO ₂	2,4	2,4	4,4	2,0	2,8	0	0	0	0	0
O ₂	16,8	16,8	13,3	17,5	16,1	20,5	20,3	20,7	20,6	20,7
24/11/04										
CO ₂	2,5	2,3	3,6	2,6	2,4	0	0	0	0	0
O ₂	16,7	16,9	14,6	16,5	16,7	20,5	20,5	20,5	20,5	20,5
Média										
CO ₂	2,8	3,9	6,5	5,2	4,5	0	0	0	0	0
O ₂	16,0	14,0	10,3	11,6	13,0	20,6	20,4	20,5	20,4	20,6

Tabela 9. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 1.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	18000,0±4500,0 ¹ abc A	45000,0±45000,0bc B	20500,0±15500,0de A	13000,0±6500,0b A	P<0,01
Solar+Brócolos	265000,0±160000,0d C	45000,0±55000,0bc B	8000,0±1500,0cd A	17500,0±12000,0b AB	P<0,01
Solar+Mandioca	115000,0±55000,0cd C	24500,0±4000,0bc B	11000,0±9000,0cde A	15000,0±4500,0b A	P<0,01
Solar+Eucalipto	145000,0±35000,0cd B	85000,0±45000,0c B	14500,0±14500,0cde A	15000,0±9000,0b A	P<0,01
Solar+Mamona	60000,0±46000,0bcd B	70000,0±40000,0c B	70000,0±55000,0e B	15000,0±9000,0b A	P<0,01
Mamona	6500,0±4000,0a B	8500,0±8500,0ab B	950,0±1100,0ab A	850,0±350,0a A	P<0,01
Eucalipto	20000,0±20000,0abc B	65000,0±65000,0c B	60,0±115,0a A	200,0±150,0a A	P<0,01
Mandioca	12500,0±7500,0abC	4000,0±4000,0a B	3500,0±6000,0abc B	850,0±550,0a A	P<0,01
Brócolos	8000,0±7000,0aB	4000,0±4000,0a B	3000,0±2500,0abc B	500,0±850,0a A	P<0,01
Solo	11500,0±4500,0abBC	20000,0±20000,0abc C	4000,0±3000,0bc B	600,0±700,0a A	P<0,01
Laboratório	23000,0±5000,0bcB	2500,0±3000,0a A	6000,0±2000,0bcd A	3000,0±2500,0ab A	P<0,01
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 10. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Macrophomina phaseolina*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de Campo 1.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Solar+Brócolos	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Solar+Mandioca	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,5 aA	P>0,05
Solar+Eucalipto	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Solar+Mamona	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,5 aA	P>0,05
Mamona	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Eucalipto	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Mandioca	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Brócolos	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Solo	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Laboratório	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	10,0±0,0 aA	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P>0,05	P>0,05	P>0,05	P>0,05	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 11. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Rhizoctonia solani*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 1.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Solar+Brócolos	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	9,5±2,5a b	P>0,05
Solar+Mandioca	10,0±0,0a B	10,0±0,0a B	10,0±0,0a B	6,0±4,5a A	P<0,01
Solar+Eucalipto	10,0±0,0a B	10,0±0,0a B	10,0±0,0a B	5,5±4,0a A	P<0,01
Solar+Mamona	10,0±0,0a B	10,0±0,0a B	10,0±0,0a B	5,5±4,0a A	P<0,01
Mamona	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Eucalipto	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Mandioca	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Brócolos	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Solo	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Laboratório	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P>0,05	P>0,05	P>0,05	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 12. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Sclerotium rolfsii*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 1.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Brócolos	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mandioca	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±1,0a A	P>0,05
Solar+Eucalipto	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mamona	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Mamona	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Eucalipto	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Mandioca	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Brócolos	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Solo	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Laboratório	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	10,0±0,0a A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P>0,05	P>0,05	P>0,05	P>0,05	

Solar= Solarizado

¹ Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

2.2 Experimento 2.

Tabela 13: Dados de temperaturas médias diárias e precipitação do experimento de campo 2. Solar e S= Solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; Mm=Mamona; Md=Mandioca; Tar=Temperatura do ar; Precip.=Precipitação.

Dias	Solar	S+B	S+E	S+Mm	S+Md	B	E	Mm	Md	Solo	Tar	Precip
1	29,87	30,47	29,96	29,90	30,31	26,94	26,82	27,11	26,55	26,78	26	1,2
2	30,03	31,10	31,09	31,00	31,12	27,13	27,35	27,05	27,25	27,11	28	3,2
3	31,04	34,14	33,81	34,13	33,85	28,21	28,62	28,14	29,00	28,80	28,4	0
4	32,41	35,63	35,26	35,52	35,22	29,10	29,43	28,94	30,23	29,81	27,8	0
5	33,08	34,09	34,45	34,56	34,33	28,57	28,59	28,36	29,44	29,02	26,2	0
6	34,01	35,02	35,20	35,05	35,10	28,69	28,64	28,40	29,47	28,93	26,8	0
7	35,62	36,15	36,03	35,94	36,00	29,24	29,14	28,86	29,83	29,41	26,8	0
8	35,34	36,79	35,91	36,30	35,96	29,63	29,54	29,22	30,07	29,71	27,8	0
9	34,83	38,20	37,04	36,53	37,77	30,64	30,71	30,24	31,12	30,73	29,4	0
10	36,41	39,03	37,59	37,55	38,40	30,92	31,07	30,73	31,42	31,09	29,8	0
11	36,67	39,17	37,81	37,75	38,46	30,82	30,93	30,69	31,24	30,98	30,6	0
12	35,26	37,57	36,25	36,48	36,93	29,82	29,72	29,73	29,90	29,91	26,8	1,5
13	33,64	37,07	36,03	35,91	36,73	29,50	29,47	29,36	29,65	29,50	27,8	0
14	35,20	38,14	37,13	36,84	37,84	30,36	30,40	30,20	30,57	30,33	28,6	0
15	35,67	38,01	36,92	37,02	37,82	30,27	30,21	30,23	30,35	30,23	30,2	2
16	36,60	39,46	38,41	38,16	38,93	30,41	30,42	30,36	30,55	30,38	32,6	14
17	37,15	40,59	39,40	38,88	39,91	30,95	30,99	30,96	31,05	30,97	33	6
18	36,05	40,22	39,08	38,57	39,52	30,68	30,48	30,61	30,55	30,64	30,6	0
19	36,61	39,57	38,57	38,20	39,17	30,86	30,67	30,60	30,86	30,75	29,6	0

Continuação Tabela 13.

Dias	Solar	S+B	S+E	S+Mm	S+Md	B	E	Mm	Md	Solo	Tar	Precip
20	37,08	39,67	38,68	38,42	44,30	31,25	31,07	31,03	31,21	31,07	29	0
21	38,18	40,88	39,64	39,42	39,81	32,24	32,17	32,09	32,31	32,11	31	0
22	39,20	42,04	40,51	40,49	41,30	33,15	33,24	33,14	33,35	33,09	33,4	0
23	38,07	40,15	38,99	39,27	39,82	32,63	32,58	32,64	32,65	32,55	31,8	0
24	36,39	38,06	37,42	37,48	58,88	31,78	31,58	31,65	31,67	31,63	31,6	7
25	34,32	35,99	35,45	35,76	36,21	28,84	28,37	28,69	28,52	28,72	27,2	7,7
26	31,51	33,60	33,25	33,57	33,88	27,10	26,69	26,96	26,83	27,00	26,2	24
27	33,54	36,38	35,70	34,90	35,85	28,06	27,89	27,62	28,06	27,91	31,2	0
28	36,58	38,61	38,25	37,86	38,35	30,66	30,51	30,15	30,63	30,40	28,8	0

Tabela 14: Dados de temperaturas diárias máximas nos tratamentos onde associou-se as técnicas e precipitação do experimento de campo 2. Solar e S= Solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; Mm=Mamona; Md=Mandioca; Tar= Temperatura do ar; Precip.=Precipitação.

Dias	Solar	S+B	S+E	S+Mm	S+Md	Tar	Precip
1	31,62	32,52	32,36	31,37	32,52	26	1,2
2	37,80	40,96	41,92	39,87	41,36	28	3,2
3	36,52	44,64	44,88	43,52	44,40	28,4	0
4	39,54	45,44	45,76	44,00	45,20	27,8	0
5	41,60	44,16	44,48	42,48	43,68	26,2	0
6	42,40	45,44	46,56	44,08	45,92	26,8	0
7	45,20	46,08	46,88	44,56	46,08	26,8	0
8	45,28	46,40	46,24	44,24	46,16	27,8	0
9	43,12	48,40	48,40	44,56	48,88	29,4	0
10	43,20	47,44	46,32	44,00	46,64	29,8	0
11	44,72	49,04	48,24	45,92	48,96	30,6	0
12	40,82	43,92	43,20	41,44	44,08	26,8	1,5
13	38,30	44,16	43,68	41,36	43,76	27,8	0
14	44,08	48,40	47,44	45,20	47,52	28,6	0
15	45,04	49,20	48,72	45,92	48,64	30,2	2
16	46,96	51,36	50,56	47,92	49,52	32,6	14
17	45,28	52,08	50,96	47,60	50,16	33	6
18	42,32	50,88	49,28	46,40	48,96	30,6	0
19	44,96	50,00	48,48	45,84	48,16	29,6	0
20	46,24	51,68	49,84	47,36	49,28	29	0
21	47,28	53,04	50,72	48,40	50,32	31	0
22	47,92	53,76	51,12	49,12	50,88	33,4	0
23	45,76	50,80	48,40	46,16	48,56	31,8	0
24	42,24	45,92	44,72	43,12	44,16	31,6	7
25	37,93	40,96	40,36	39,25	40,28	27,2	7,7
26	35,04	38,59	37,72	36,44	37,31	26,2	24
27	42,48	48,32	47,04	43,60	45,20	31,2	0
28	45,04	49,12	48,88	46,24	47,36	28,8	0

Tabela 15. Dados de gases medidos no experimento de campo 2. S= Solarizado; B=Brócolos; E=Eucalipto; MD=Mandioca; MM=Mamona.

04/02/05	SOLARIZADO	S+B	S+E	S+MD	S+MM	B	E	MD	MM	SOLO
CO ₂	1,8	5,5	6,6	5,2	9,9	0	0	0	0	0
O ₂	17,8	11,2	9,4	11,8	3,5	20,5	20,6	20,3	20,5	20,8
05/02/05										
CO ₂	1,9	6,1	8,2	7,6	8,0	0	0	0	0	0
O ₂	17,6	10,2	6,6	7,5	6,9	21,0	20,9	20,8	20,9	21,2
06/02/05										
CO ₂	1,4	6,3	5,2	5,5	5,7	0	0	0	0	0
O ₂	18,4	9,9	11,9	11,3	10,9	20,7	20,7	20,6	20,7	20,8
07/02/05										
CO ₂	1,2	5,2	5,9	5,0	5,5	0	0	0	0	0
O ₂	18,9	11,8	10,5	12,1	11,3	20,7	20,6	20,6	20,7	20,7
08/02/05										
CO ₂	1,5	7,3	6,0	5,6	6,1	0	0	0	0	0
O ₂	18,3	8,1	10,3	11,1	10,3	21,0	20,9	20,9	20,9	20,9
09/02/05										
CO ₂	1,3	4,5	4,8	4,8	4,9	0	0	0	0	0
O ₂	18,7	13,1	12,5	12,5	12,3	20,8	20,8	20,8	20,7	20,8
10/02/05										
CO ₂	1,1	4,6	7,9	4,7	5,8	0	0	0	0	0
O ₂	19,0	12,9	7,1	12,8	10,8	20,7	20,6	20,6	20,6	20,7
11/02/05										
CO ₂	1,2	4,0	7,0	5,8	5,9	0	0	0	0	0
O ₂	18,9	13,9	8,6	10,7	10,6	20,8	20,8	20,8	20,8	20,8
15/02/05										
CO ₂	0,9	4,2	4,9	4,6	2,8	0	0	0	0	0
O ₂	19,4	13,6	12,4	13,0	16,0	20,7	20,7	20,7	20,7	20,8

Continuação do Tabela 15.

18/02/05	SOLARIZADO	S+B	S+E	S+MD	S+MM	B	E	MD	MM	SOLO
CO ₂	1,2	8,6	9,5	11,6	4,2	0	0	0	0	0
O ₂	18,9	5,8	4,2	0,5	13,5	20,7	20,6	20,6	20,6	20,7
21/02/05										
CO ₂	1,6	8,5	10,4	11,5	2,1	0	0	0	0	0
O ₂	18,1	6,0	2,7	0,7	17,4	20,7	20,6	20,7	20,7	20,8
Média										
CO ₂	1,4	5,9	6,9	6,5	5,5	0	0	0	0	0
O ₂	18,5	10,6	8,74	9,4	11,2	20,7	20,7	20,6	20,7	20,8

Tabela 16. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Raça 2) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	2200,0±1000,0 ¹ b B	225,0±205,0ab A	620,0±418,5b AB	2050,0±1950,0b B	P<0,01
Solar+Brócolos	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mandioca	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Eucalipto	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mamona	1,0±2,5a A	0,0±0,0a A	6,0±5,0a B	0,0±0,0a A	P<0,01
Mamona	41000,0±16000,0c AB	51500,0±16000,0c B	46000,0±24000,0c B	30000,0±6500,0c A	P<0,01
Eucalipto	75000,0±50000,0c B	39000,0±15000,0c AB	43500,0±13500,0c AB	28000,0±14500,0c A	P<0,01
Mandioca	37000,0±22000,0c B	39000,0±10000,0c B	24000,0±8500,0c A	32000,0±4500,0c AB	P<0,01
Brócolos	37000,0±18000,0c B	33500,0±10500,0c AB	26500,0±11500,0c A	40500,0±11000,0c B	P<0,01
Solo	85000,0±50000,0c B	45000,0±25000,0c A	55500,0±12000,0c AB	41500,0±12000,0c A	P<0,01
Laboratório	2250,0±750,0b B	1050,0±350,0b A	105,0±350,0b A	900,0±550,0b A	P<0,01
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 17. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Macrophomina phaseolina*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	10,0±0,0 ¹ bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Solar+Brócolos	0,0±0,0 aA	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mandioca	0,0±0,0 aA	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Eucalipto	2,0±1,0 aB	0,0±2,5a AB	0,0±2,5a AB	0,0±0,0a A	P<0,01
Solar+Mamona	0,5±1,0 aA	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Mamona	10,0±0,0 bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Eucalipto	10,0±0,0 bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Mandioca	10,0±0,0 bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Brócolos	10,0±0,0 bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Solo	10,0±0,0 bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Laboratório	10,0±0,0 bA	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 18. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Rhizoctonia solani*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	3,0±2,0 ¹ b C	2,0±1,5aB C	1,5±1,5a AB	0,0±0,5a A	P<0,01
Solar+Brócolos	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mandioca	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Eucalipto	0,0±2,0a A	0,0±1,5a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mamona	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Mamona	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Eucalipto	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,5b A	P>0,05
Mandioca	10,0±2,0c A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,5b A	P>0,05
Brócolos	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Solo	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Laboratório	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.

Tabela 19. Mediana e semi-amplitude total do número de sobreviventes (*Sclerotium rolfsii*) conforme tratamento e época de coleta do experimento de campo 2.

Tratamento	Época de coleta (dias)				Resultado do teste estatístico (P- Valor)
	D7	D14	D21	D28	
Solarizado	1,0±2,0 ¹ a A	7,5±5,0b B	4,0±5,0b AB	2,0±2,5a A	P<0,05
Solar+Brócolos	0,0±1,0a A	0,0±1,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mandioca	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Eucalipto	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	0,0±0,0a A	P>0,05
Solar+Mamona	0,5±2,0a A	0,5±1,5a A	1,0±2,0ab A	1,5±1,5a A	P>0,05
Mamona	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	P>0,05
Eucalipto	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	P>0,05
Mandioca	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	P>0,05
Brócolos	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	P>0,05
Solo	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	P>0,05
Laboratório	10,0±0,0b A	10,0±0,0b A	10,0±0,0c A	10,0±0,0b A	P>0,05
Resultado do teste estatístico (P – Valor)	P<0,01	P<0,01	P<0,01	P<0,01	

Solar= Solarizado

¹Medianas seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de comparações múltiplas a 5% de probabilidade.