

JULIANA PAIVA CARNAÚBA

**CONTROLE BIOLÓGICO, FÍSICO E QUÍMICO DE *Phytophthora palmivora* EM
PLÂNTULAS DE MAMOEIRO CV. SUNRISE SOLO**



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE MESTRADO EM AGRONOMIA
RIO LARGO, ESTADO DE ALAGOAS.
FEVEREIRO DE 2006**





**UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE MESTRADO EM AGRONOMIA
RIO LARGO, ESTADO DE ALAGOAS.
FEVEREIRO DE 2006**



JULIANA PAIVA CARNAÚBA

**CONTROLE BIOLÓGICO, FÍSICO E QUÍMICO DE *Phytophthora palmivora* EM
PLÂNTULAS DE MAMOEIRO CV. SUNRISE SOLO**

Dissertação apresentada como requisito parcial para a obtenção do grau de Mestre, pelo Curso de Mestrado em Agronomia, Área de Concentração "Produção Vegetal", do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas.

Orientação: Prof^ª.Dr^ª. Edna Peixoto da Rocha Amorim

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Central
Divisão de Tratamento Técnico
Bibliotecária Responsável: Helena Cristina Pimentel do Vale

C288c Carnaúba, Juliana Paiva.
 Controle biológico, físico e químico de *Phytophthora palmivora* em plântulas de mamoeiro cv. Sunrise solo / Juliana Paiva Carnaúba. – Rio Largo, 2006.
 xvi, 62f. : tabs., gráfs.

Orientadora: Edna Peixoto da Rocha Amorim.
Dissertação (mestrado em Agronomia : Produção Vegetal) – Universidade Federal de Alagoas. Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2006 .

Inclui bibliografia.

1. Pragas agrícolas – Controle integrado. 2. Trichoderma. 3. Fungicida.
4. Mamão – Doenças e pragas. I. Título.

CDU: 632.9

RIO LARGO, ESTADO DE ALAGOAS

DEZEMBRO DE 2005

TERMO DE APROVAÇÃO

JULIANA PAIVA CARNAÚBA

2004M21D08S-8

**CONTROLE BIOLÓGICO, FÍSICO E QUÍMICO DE *Phytophthora palmivora* EM
PLÂNTULAS DE MAMOEIRO CV. SUNRISE SOLO**

sertação aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre do Curso de Pós-
graduação em Agronomia, Área de Concentração Produção Vegetal, da Universidade Federal
Alagoas, pela seguinte banca examinadora:

Prof^a.Dr^a. Edna Peixoto da Rocha Amorim

Dep. de Fitotecnia e Fitossanidade, CECA. UFAL

Orientadora

Prof^a. Dr^a. Arlinda Pereira Eloy

Bolsista Fapeal – CECA. UFAL

Co-orientadora



Prof^a. Dr^a. Iraíldes Pereira Assunção

CAPES – CECA.UFAL

Prof^o. Dr^o. Antônio Dias Santiago

EMBRAPA – TABULEIROS COSTEIROS

22 de Fevereiro de 2006

*À minha FAMÍLIA pelo amor,
confiança, apoio, dedicação,
compreensão em todos os momentos,
OFEREÇO*

*Aos meus avós ANA CARMELITA (in
memoriam) e JOSÉ CARNAÚBA (in
memoriam); e ao meu tio TÁGORE
CARNAÚBA (in memoriam) pelo
exemplo de amor, coragem e
honestidade, minha*

HOMENAGEM

Aos meus pais MARCOS e GLÓRIA M^a CARNAÚBA;

Às minhas irmãs FABÍOLA e FABIANA;

Às minhas sobrinhas RAFAELA e MANUELA;

E à minha avó GLORINHA,

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À **Deus** por toda força, coragem e saúde em todo o meu percurso.

À **Universidade Federal de Alagoas**, ao **Centro de Ciências Agrárias** e ao **Programa de Pós Graduação em Agronomia** pela oportunidade de realização do curso.

À **Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES)** pela bolsa concedida.

Em especial, à minha orientadora **Prof^ª.Dr^ª. Edna Peixoto da Rocha Amorim** pela orientação, ensinamentos, confiança e amizade.

Ao meu namorado e amigo **Márcio Félix Sobral** por todo amor, compreensão, paciência, companheirismo e ajuda diária, principalmente nos trabalhos mais difíceis.

Aos professores do Laboratório de Fitopatologia **Dr^ª. Iraíldes Pereira Assunção**, **Dr^º. Gaus Silvestre Andrade de Lima**, **Msc. Marcelo Menezes Cruz**, **Dr^º. Domingos Eduardo Andrade** e em especial a minha co-orientadora **Dr^ª. Arlinda Pereira Eloy** pelos ensinamentos e amizade.

Aos funcionários do Laboratório de Fitopatologia **Edvaldo (Pareia)** e **Sebastião (Galego)** pela constante dedicação.

A **Prof^ª Maria de Fátima Muniz** pela amizade mesmo distante.

Aos meus colegas e amigos do Laboratório de Fitopatologia: **Ana Paula da Silva**, **Júlio César da Silva**, **Izael Oliveira Silva**, **Kirley Michelly Marques da Silva**, **Kátia Cílene da Silva Félix**, **Daniella Cavalcanti de Medeiros Furtado**, **Edlene Maria da Silva Moraes**, **Thalita Regina Gosmão de Mendonça**, **Genildo Cavalcante Ferreira Junior**, **Elzir Correia Alves**, **Sarah Jacqueline Cavalcanti da Silva**, **Gisele Tenório de Almeida**, **Ana Karolina Teixeira Lima Gomes**, **Márcia Carine da Silva Barros**, **Ícaro Andrade e Silva**, **Carlos José Tavares de Oliveira**, **Angerson Góes Casado de Araújo**, **Jessé Marques da Silva Junior**, **Joyce Silva Lima**, **Jammily de Oliveira Vieira**, **Maryanne Medeiros Moura**, **Ana Cecília Pires de Azevedo Lopes**, **Liliane Dias Nascimento**, **André Gustavo Agra** pela amizade, companheirismo e ajuda; e ao colega **Willians de Oliveira Calixto** pela constante ajuda nos experimentos.

Aos colegas **Vanderley Borges dos Santos** e **Cyro Rego Cabral Junior**; e às professoras **Dr^ª. Angelina Bossi Fraga** e **Dr^ª. Leila de Paula Rezende** pela amizade e auxílio nas análises estatísticas.

Ao secretário **Geraldo de Lima**, secretário da Coordenação do curso de Pós-Graduação, por sua dedicação.

Aos meus pais **Marcos Fernando Carneiro Carnaúba** e **Glória Maria Paiva Carnaúba**, às minhas irmãs **Fabiola Carneiro Paiva Carnaúba** e **Fabiana Carnaúba Medeiros**; às minhas sobrinhas **Rafaela Carnaúba medeiros** e **Manuela Carnaúba Medeiros**, à minha avó **Glorinha Figueiredo** e aos meus cunhados **Fernando Medeiros** e **Maurício Lessa** pelo amor e confiança.

E a todos que de alguma maneira contribuíram para a realização deste trabalho.

“Sempre antes de realizar um sonho, a alma do mundo resolve testar tudo aquilo que foi aprendido durante a caminhada. Ela faz isto não porque seja má, mas para que possamos, junto com o nosso sonho, conquistar também as lições que aprendemos seguindo em direção a ele. É o momento em que a maior parte das pessoas desiste. É o que chamamos, em linguagem do deserto, de ‘morrer de sede quando as tamareiras já apareceram no horizonte’. Uma busca começa sempre com a sorte de principiante e termina sempre com a prova do conquistador”.

Paulo Coelho

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS	x
LISTA DE FIGURAS	xi
LISTA DE SIGLAS.....	xiv
RESUMO.....	xvi
ABSTRACT.....	xvii
INTRODUÇÃO.....	01
REVISÃO DE LITERATURA	04
1 - Podridão das raízes e dos frutos	04
2 - Caracterização morfofisiológica de <i>Phytophthora</i> spp	05
3 - Ciclo da doença	05
4 - Controle da doença	06
4.1 - Controle Biológico.....	07
4.1.1 - Controle Biológico mediante utilização de <i>Trichoderma</i> spp.....	09
4.2 - Controle Físico – Solarização	10
4.3 - Controle Químico	11
METODOLOGIA	14
1 - Local de execução dos experimentos	14
2 - Obtenção do Isolado de <i>Phytophthora palmivora</i>	14
3 - Teste de patogenicidade e reisolamento de <i>Phytophthora palmivora</i>	14
4 - Obtenção de Isolados de <i>Trichoderma</i> spp.	15
5 - Controle Biológico	15
5.1 Avaliação do antagonismo dos isolado de <i>Trichoderma</i> spp. a <i>Phytophthora palmivora</i> “in vitro”.....	15
5.2 - Teste de antibiose	16
5.2.1 - Produção de metabólitos não voláteis	16
5.2.2 - Produção de metabólitos voláteis	17
5.2.3 - Hiperparasitismo	17
5.3 - Controle Biológico “in vivo”	18
6 - Controle Físico - Solarização de substrato	19

7 - Controle Químico	20
7.1 - Controle químico “in vitro”	20
7.2 - Controle químico “in vivo”	21
RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
1 - Teste de patogenicidade e reisolamento	22
2 - Controle Biológico	24
2.1 Avaliação do antagonismo dos isolados de <i>Trichoderma</i> spp. a <i>Phytophthora palmivora</i> “in vitro”	24
2.2 - Teste de antibiose	26
2.2.1 - Produção de metabólitos não voláteis	26
2.2.2 - Produção de metabólitos voláteis	27
2.2.3 - Hiperparasitismo	29
2.3 - Controle Biológico “in vivo”	30
3 - Controle Físico - Solarização de substrato	33
4 - Controle químico	38
4.1- Controle químico “in vitro”	38
4.2 - Controle químico “in vivo”	39
CONCLUSÕES	45
REFERÊNCIAS	46

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - Crescimento micelial de <i>P. palmivora</i> na presença de isolados de <i>Trichoderma</i>	25
TABELA 2 - Crescimento micelial de <i>P. palmivora</i> em presença de metabólitos não voláteis produzidos por <i>Trichoderma</i>	26
TABELA 3 - Crescimento micelial de <i>P. palmivora</i> em presença de metabólitos voláteis produzidos por <i>Trichoderma</i>	28
TABELA 4 - Crescimento micelial e redução de crescimento de <i>P. palmivora</i> em presença do fungicida tiofanato metílico nas 3 doses testadas	38

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Teste de Hiperparasitismo.....	18
FIGURA 2 - Caixa contendo os coletores solares (10 e 15 cm de diâmetro) de ferro galvanizado. (A) Caixa fechada; (B) Caixa aberta.....	20
FIGURA 3 - Medidor digital multisensor.....	20
FIGURA 4 - Teste de patogenicidade em frutos de mamão. (A) Fruto inoculado com <i>Phytophthora palmivora</i> ; (B) Fruto testemunha.....	23
FIGURA 5 - Teste de patogenicidade em plântulas de mamoeiro - (esquerda) murcha após 3 dias de infestação do solo com <i>P. palmivora</i> ; (direita) testemunha.....	23
FIGURA 6 - Estruturas de <i>Phytophthora palmivora</i> em meio BDA. (A) Esporângio; (B) Clamidósporo.....	24
FIGURA 7 - Antagonismo “in vitro” de <i>Trichoderma</i> spp. a <i>Phytophthora palmivora</i>	25

FIGURA 8 - Percentagem de Redução de Crescimento (%RC) de <i>Phytophthora palmivora</i> no teste “in vitro” de antibiose (metabólitos não voláteis) de <i>Trichoderma</i> spp.....	27
FIGURA 9 - Percentagem de Redução de Crescimento (%RC) de <i>P. palmivora</i> no teste “in vitro” de antibiose (metabólitos voláteis) de <i>Trichoderma</i> spp.....	28
FIGURA 10 - Teste “in vitro” da produção de metabólitos voláteis de <i>Trichoderma</i> a <i>P. palmivora</i>	29
FIGURA 11 - Hiperparasitismo de <i>Trichoderma</i> spp. sobre <i>Phytophthora palmivora</i> : a) enrolamento de hifas; b) apressórios; c) penetração de hifas; d) lise de hifas.....	30
FIGURA 12 - Percentagem de plântulas sobreviventes submetidas ao controle biológico com isolados de <i>Trichoderma</i> spp.....	31
FIGURA 13 - Controle “in vivo” de isolados de <i>Trichoderma</i> spp. à <i>Phytophthora. palmivora</i>	32
FIGURA 14 - Solarização do substrato - porcentagem de plantas sobreviventes.....	34
FIGURA 15 - Temperaturas máximas atingidas (°C) no substrato no tratamento de solarização.....	34

FIGURA 16 - Alturas médias das plântulas de mamoeiro com substrato submetido à solarização.....	36
FIGURA 17 - Solarização do substrato infestado com <i>Phytophthora palmivora</i>	37
FIGURA 18 - Percentagem de plântulas sobreviventes submetidas ao tratamento químico.....	40
FIGURA 19 - Altura média das plântulas de mamoeiro submetidas ao controle químico.....	42
FIGURA 20 - Controle químico “in vivo” de <i>P. palmivora</i> utilizando 5 fungicidas: (1) oxiclreto de Cobre – 3g/L; (2) mancozeb – 3g/L; (3) metalaxyl + mancozeb – 3,5g/L; (4) tiofanato Metílico – 7g/L; (5) carbendazim – 1mL/L.....	43

LISTA DE SIGLAS

<i>UFAL - Universidade Federal de Alagoas</i>	14
<i>CECA - Centro de Ciências Agrárias</i>	14
<i>BDA - Batata-Dextrose-Agar</i>	14
<i>T3 - Trichoderma koningii</i>	15
<i>T13 - Trichoderma harzianum</i>	15
<i>T152D - Trichoderma sp.</i>	15
<i>TP - Trichoderma polysporum</i>	15
<i>UV - Ultravioleta</i>	16
<i>RC% - Taxa de Redução de Crescimento</i>	16
<i>F1 - Fungicida oxiclóreto de cobre</i>	20
<i>F2 - Fungicida mancozeb</i>	20
<i>F3 - Fungicida metalaxyl + mancozeb</i>	20

F4 - Fungicida tiofanato metílico 20

F5 - Fungicida carbendazim 20

RESUMO

A cultura do mamoeiro é extensamente cultivada no mundo tendo o Brasil como o maior produtor. Dentre os principais problemas inerentes à cultura, destacam-se as podridões do pé e do fruto, causadas por *Phytophthora palmivora*. O presente trabalho teve por objetivo avaliar o controle de *P. palmivora* em plântulas de mamoeiro cv. Sunrise solo, utilizando métodos de controle biológico, físico e químico. Foram testados quatro isolados de *Trichoderma* (*T. koningii* - T3; *T. harzianum* - T13; *Trichoderma* sp. - T152D e *T. polysporum* - TP) e cinco fungicidas “in vitro” (oxicloreto de cobre - 2; 3 e 4g/L; mancozeb - 2; 3 e 4g/L; metalaxyl + mancozeb - 2,5; 3,5 e 4g/L; tiofanato metílico - 6; 7 e 8g/L; e carbendazim - 0,5; 1,0 e 1,5mL/L) e “in vivo” na dosagem recomendada pelo fabricante, bem como a solarização do substrato em coletores solares. Foram feitos ainda, testes de metabólitos voláteis, não voláteis e hiperparasitismo para os isolados de *Trichoderma*. No controle biológico “in vitro”, utilizou-se a técnica de confronto em cultivo pareado, enquanto no controle “in vivo”, o substrato foi tratado com os isolados de *Trichoderma* de forma isolada e integrada, antes da infestação do solo com o patógeno. No controle químico, os fungicidas foram testados “in vitro” adicionando-os ao meio BDA, enquanto “in vivo” as raízes das plântulas foram imersas durante 10 minutos na solução dos fungicidas. A solarização do substrato foi realizada durante 24, 48 e 72 horas, em coletores solares de 10 e 15 cm de diâmetro, infestando-se, previamente o substrato com o patógeno (40 mL do inóculo com aproximadamente 20 esporângios por mL / vaso). Os isolados de *Trichoderma* T3, T13 e TP foram os mais eficientes na inibição do crescimento de *P. palmivora* “in vitro”, no entanto, apenas o isolado TP produziu metabólitos voláteis e não voláteis. Por outro lado, todos os isolados apresentaram capacidade de hiperparasitar o patógeno. Já no controle biológico “in vivo” nenhum isolado foi capaz de reduzir a severidade da doença. A solarização do substrato aumentou significativamente a sobrevivência das plântulas quando comparada à testemunha. Não houve diferenças significativas entre os períodos de exposição solar, entretanto, o diâmetro de 15 cm apresentou uma melhor eficiência, com 87% de sobrevivência das plântulas. Os produtos mais eficientes na inibição do patógeno “in vitro” foram oxicloreto de cobre, mancozeb e metalaxyl + mancozeb, enquanto “in vivo” os cinco fungicidas apresentaram eficiência semelhante, não havendo diferença significativa entre as dosagens testadas.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

Termos para Indexação: Podridão das raízes e dos frutos, *Trichoderma*, Solarização, Fungicida, Mamão.

ABSTRACT

The papaya culture is extensively cultivated in the world, where Brazil meets as worldwide the producing greater. Amongst the problems main inherent to the culture, the root and fruit rots are distinguished, caused by *Phytophthora palmivora*. The present work had for objective to control *P. palmivora* in seedling of papaya cv. Sunrise solo, through methods of biological, physical and chemical control. They had been tested four *Trichoderma* isolated (*T. koningii* - T3; *T. harzianum* - T13; *Trichoderma* sp. - T152D and *T. polysporum* - TP) and five fungicides "in vitro" (copper oxychloride - 2; 3 e 4g/L; mancozeb - 2; 3 e 4g/L; metalaxyl + mancozeb - 2,5; 3,5 e 4g/L; thiophanate-methyl - 6; 7 e 8g/L and carbendazim - 0,5; 1,0 e 1,5mL/L) and "in vivo", as well as the solarization of the substratum in solar collectors. They had been made still, test of volatile, not volatile metabolites and hyperparasitism for the *Trichoderma* isolated. In the biological control "in vitro", used the plate technique, while in the "in vivo" control, the substratum was dealt with *Trichoderma* of isolated and integrated form, before the infestation of the ground. In the chemical control, the fungicides had been tested "in vitro" adding them in BDA medium, while "in vivo" the seedlings roots had been immersed during 10 minutes in the fungicides solution. The solarization of the substratum was carried during 24, 48 and 72 hours, in solar collectors of 10 and 15 cm of diameter, becoming infested itself, previously the substratum with the pathogen (40 mL of inocule with approximately 20 sporangia for mL/ vase). The *Trichoderma* isolated T3, T13 and TP had been most efficient in the inhibition of the growth of *P. palmivora* "in vitro", however, only the isolated TP produced volatile and not volatile metabolites. On the other hand, all the isolated ones had presented capacity to hyperparasite the pathogen. In the biological control "in vivo" no isolated one was capable to reduce the severity of the disease. The solarization of the substratum increased significantly the seedlings survival, when compared to the witness. It didn't have significant differences between the periods of solar exposition, however, the diameter of 15 cm presented one better efficiency, with 87% of seedlings survival. The products most efficient in the pathogen inhibition "in vitro" had been oxicloreto de cobre, mancozeb and metalaxyl + mancozeb, while "in vivo" the five fungicides had presented similar efficiency, not having significant difference between the dosages tested.

Index terms: Root and fruit rots, *Trichoderma*, Solarization, Fungicide, Papaya.

INTRODUÇÃO

O mamoeiro (*Carica papaya* L.), originário da América Central, é uma planta cultivada em regiões tropicais e subtropicais, estando distribuído praticamente em todo o território nacional, onde existem milhares de hectares propícios ao seu desenvolvimento (Oliveira & Caldas, 2004). Pertence à família *Caricaceae*, da qual fazem parte 31 espécies, compreendidas em quatro gêneros, sendo o *Carica* o mais conhecido, destacando-se o *Carica papaya* L., a única de valor comercial das 22 espécies deste gênero (Kist & Manica, 1995).

A cultura do mamoeiro é extensamente cultivada no mundo devido à grande aceitação de seus frutos, que são consumidos maduros e 'in natura', e quando verdes, em doces industrializados (Manica, 1982). Além dos frutos, o mamoeiro pode ser cultivado objetivando a produção de papaína, uma enzima proteolítica de ampla utilização na indústria de alimentos e medicamentos. Há, ainda, grandes perspectivas para a produção de suco concentrado destinado à indústria de refrigerantes (Silva, 2001).

Por ser uma cultura que necessita de renovação dos pomares de 3 em 3 anos, no máximo, e que produz o ano inteiro, é de grande relevância a sua importância social, pois gera empregos e absorve mão-de-obra durante todo o ano (Ritzinger & Souza, 2000).

O Brasil figura como o maior produtor dessa cultura em escala internacional com 29% da produção, seguido da Índia com 24%, Tailândia com 8,8%, México com 7,4% e Indonésia com 5,9% (Agrianual, 2003). A produção nacional da cultura em 2004 foi de 1,65 milhões de toneladas, numa área plantada de 36,5 mil hectares, onde a região Nordeste produziu cerca de 890 mil toneladas (FAO, 2005). As regiões Sudeste e Nordeste somam em média 87,5% da produção nacional, destacando-se os Estados do Espírito Santo e Bahia como os principais produtores. Em Alagoas, dados de 2004 indicam que a área colhida de mamão foi de 173 ha, com uma produção de 3 mil toneladas e um rendimento de 17,3 mil kg/ha (IBGE, 2005).

O mamoeiro sofre o ataque de diferentes agentes etiológicos, além dos distúrbios e anomalias de causas desconhecidas e não parasitárias, causando grandes

¹ BATISTA, A.C. **Principais doenças de plantas no Nordeste**. *Boletim S.A.I.C.*, Recife, 1946. p. 195-252.

perdas na produção. As doenças podem afetar as folhas, ramos, raízes, flores e frutos do mamoeiro em diferentes etapas do seu desenvolvimento (Oliveira & Santos Filho, 2000).

Dentre os principais problemas inerentes à cultura, destacam-se as podridões do pé e do fruto, causadas por *Phytophthora palmivora*. A podridão do pé tem sido relatada em vários países, com grande intensidade em algumas localidades, podendo acarretar perdas acentuadas na produção. Segundo Alvarez & Nelson (1982), esta doença chegou a dizimar 181 mil plantas no Havaí em 1979, reduzindo a produção em 35%, sendo também registrados sérios ataques em Filipinas, Taiwan, Sri Lanka e Ilhas Canárias. Na Austrália, em dois anos, cerca de 8 mil plantas foram destruídas pela doença (Oliveira & Santos Filho, 2000).

No Brasil, Batista (1946¹) apud Luz & Silva (2001) faz referência à *P. palmivora* em mamoeiros nos Estados da Bahia e Pernambuco. Posteriormente, a doença foi identificada em São Paulo, Espírito Santo, Amazonas, Maranhão, Pará e Ceará.

A doença está disseminada por quase todas as regiões produtoras e com o agravante de que as variedades utilizadas comercialmente não apresentam resistência a essa enfermidade. O problema é ainda mais sério pelo fato do seu agente etiológico também utilizar cerca de 80 espécies como hospedeiras, dentre as quais citros, cacauzeiro, coqueiro e abacaxizeiro (Oliveira & Santos Filho, 2000).

O manejo das doenças causadas por *Phytophthora* spp. inclui um conjunto de medidas preventivas e curativas. Dentre elas destacam-se as medidas preventivas nos viveiros para obtenção de mudas saudáveis; uso de porta-enxertos resistentes; e medidas de controle nos pomares, como a escolha de áreas desfavoráveis à doença, adoção de práticas de conservação de solo, uso de adubos orgânicos que favoreçam uma microbiota antagônica ao patógeno, manejo da irrigação e drenagem, monitoramentos frequentes e controle químico (Erwin & Ribeiro, 1996; Feichtenberger, 2001).

Dentro deste contexto, o presente trabalho teve por objetivo avaliar o controle de *P. palmivora* em plântulas de mamoeiro cv. Sunrise solo, utilizando métodos de controle biológico, físico e químico, visando obter um sistema de produção com alta qualidade fitossanitária.

REVISÃO DE LITERATURA

1 - Podridão das raízes e dos frutos

A podridão das raízes e dos frutos do mamoeiro é considerada uma das principais doenças da cultura. As raízes do mamoeiro são mais suscetíveis nos três primeiros meses após a germinação das sementes. No entanto, plantas de qualquer idade são suscetíveis especialmente quando predominam condições predisponentes como solo mal drenado e excesso de água de irrigação ou de chuva (Silva, 2001).

Durante o período de infecção das raízes, ocorre o amarelecimento de folhas, desfolha prematura, queda prematura dos frutos e, às vezes, a morte da planta (Rezende & Fancelli, 1997). Na base do caule, lesões aquosas podem ser observadas. Em épocas chuvosas, ou em cultivos irrigados por aspersão, essas lesões muitas vezes se recobrem de um crescimento micelial branco em que há a formação de numerosos esporângios do fungo. Com o desenvolvimento da doença as lesões coalescem envolvendo todo o caule (Silva, 2001).

A doença destrói os tecidos parenquimatosos, porém os vasculares permanecem intactos. Dependendo do ataque do patógeno, ou das condições ambientais, a planta pode morrer ou reagir, mas mesmo neste último caso a produção da planta é afetada (Rezende & Fancelli, 1997).

Os frutos verdes são mais resistentes à doença, porém, podem ser afetados caso a infecção se dê no caule, próximo ao pedúnculo adjacente. Neste caso, o fruto fica enrugado e cai no solo liberando esporos do fungo. Nos frutos maduros observa-se uma podridão em que os tecidos ficam consistentes, recobertos por um micélio aéreo e cottonoso (Oliveira *et al.*, 1999).

2 - Caracterização morfofisiológica de *Phytophthora* spp.

Descrita no início como *Phytophthora faberi* Maubl. e em seguida como *P. parasitica* Dast. (= *P. nicotianae*), recentemente, a maioria dos autores considera *P. palmivora* Butl. o principal agente causal da doença (Oliveira & Santos Filho, 2000).

Atualmente, o gênero *Phytophthora* está incluído no Filo Oomycota, pertencente ao Reino Chromista, não sendo considerado um fungo verdadeiro (Ribeiro, 1997).

É um patógeno que sobrevive no solo, em lesões de mamoeiro e em outros hospedeiros e caracteriza-se por ser extremamente variável no que diz respeito às suas características morfológicas e fisiológicas (Cerqueira *et al.*, 1999; Resnik *et al.*, 1980).

Phytophthora palmivora apresenta micélio cenocítico, heterotático e produz abundantes esporângios sobre frutos atacados ou em meio V-8. Possui esporângios caducos, proeminentemente papilados, ovóides a elipsóides com pedicelo curto, medindo em média 50 x 30 µm, taxa comprimento: largura 1:6. Os clamidósporos são globosos a sub-globosos, terminais ou intercalares no micélio. Alguns isolados não formam clamidósporos. Formam oogônios e oósporos quando grupos de compatibilidade (A1 e A2) são pareados. Oogônios são esféricos e os anterídios anfígenos (Silva, 2001).

Segundo Van Der Plank (1963)² apud Amorim (1997) , os esporângios e zoósporos são as principais estruturas de reprodução responsáveis pela rápida infecção e desenvolvimento da doença, atuando como inóculo secundário, enquanto os oósporos e clamidósporos, desempenham papel de maior importância na fase de sobrevivência do patógeno.

3 - Ciclo da doença

A produção de estruturas reprodutivas e vegetativas, responsáveis pelo desenvolvimento da doença, pode ser afetada por fatores climáticos (umidade, luz, oxigênio e temperatura), nutricionais e população microbiana, conforme observações feitas por diversos pesquisadores (Silva, 2003).

Segundo Silva (2001), durante o período chuvoso e quente do ano, as raízes infectadas produzem esporângios que, por sua vez, irão liberar zoósporos móveis. Estes são atraídos para novas raízes, especialmente na zona de alongação onde nutrientes são exsudados. Após o contato com as raízes os zoósporos encistam, germinam e infectam novas raízes mantendo-se no solo por repetidas infecções. O ciclo pode se repetir tantas vezes quantas forem as condições predisponentes e tecidos suscetíveis estejam disponíveis. Já na estação seca do ano, clamidósporos e oósporos dormentes permanecem no solo, e após o início das chuvas essas estruturas germinam formando

² VAN DER PLANK, J.E. **Plant disease: epidemics and control**. New York: Academic Press, 1963. 349p.

esporângios que produzem grande quantidade de zoósporos, reiniciando o ciclo da doença.

Na podridão dos frutos, a doença tem início quando esporângios disseminados pelos ventos em dias chuvosos chegam à superfície dos frutos. Com o progresso da doença, o patógeno cresce rapidamente e produz grande quantidade de esporângios que são disseminados. Quando os frutos atacados caem, as estruturas do fungo ficam no solo contribuindo para a infecção das raízes (Silva, 2001).

4 - Controle da doença

O controle de doenças radiculares é muito difícil, pois os patógenos coevoluíram com as plantas por milhões de anos e estão altamente adaptados ao ambiente subterrâneo em associação com o hospedeiro (Bruehl, 1987³ *apud* Michereff *et al.* 2005). Além disso, devido à infecção inicial e o desenvolvimento subsequente das doenças ocorrerem, na maioria das vezes abaixo do nível do solo, patógenos radiculares são comparativamente inacessíveis à manipulação direta do homem e as doenças freqüentemente não são notadas até que atinjam estádios bem avançados tornando as opções de controle limitadas (Wheeler & Rush⁴, 2001b *apud* Michereff, 2005).

De acordo com Homechin (1991), os patógenos de solo e do sistema radicular são controlados pela ação de medidas que atuam destruindo as unidades propagativas (propágulos), prevenindo a formação de inóculo no solo, ou fazendo desaparecer o inóculo presente em resíduos infestados, reduzindo o vigor e a virulência do patógeno e promovendo o desenvolvimento das plantas.

A produção de plântulas com alta qualidade sanitária é fundamental, e a importância da sanidade em sementeiras na prevenção da disseminação e severidade de *Phytophthora* é bastante significativa, mesmo quando o estoque da sementeira está destinado a áreas onde o patógeno já está presente (Shea & Broadbent, 1983). Sendo assim, diversas medidas devem ser tomadas para prevenir a doença, tais como: plântulas obtidas em solos tratados pelo calor ou produtos químicos; deve-se dar preferência a uma área distante de pomares antigos de mamoeiro, com boa insolação e ventilação; e a água de irrigação deve ser obtida de poços profundos para evitar a

³ BRUEHL, G.W. **Soilborne Plant Pathogens**. New York. MacMillan. 1987.

⁴ WHEELER, T. & RUSH, C.M. **Soilborne diseases**. In: Maloy, O.C. & Murray, T.D. (Eds.) *Encyclopedia of Plant Pathology*. New York. JohnWiley & Sons. 2001b. pp. 935-947.

contaminação por fungos e nematóides, com regas feitas com cuidado para evitar o excesso de umidade (Silva, 2001).

A podridão de raízes em plantas jovens, no campo, pode ser minimizada ou controlada por meio de diversas medidas tais como: evitar o plantio em solo mal drenado, especialmente nas regiões com alto índice pluviométrico; evitar área cultivada sucessivamente com mamoeiros; erradicar plantas doentes e destruí-las; e controlar, preventivamente, a incidência do fungo no caule, pulverizando as plantas com fungicidas à base de cobre ou metalaxyl + mancozeb (Silva, 2001).

Novas técnicas, como controle biológico com microrganismos antagonistas, controle cultural com adubação orgânica (Amorim, 1997), controle físico, através da solarização (Katan, 1980) dentre outros, podem ser empregadas como alternativas economicamente viáveis na tentativa de se obter um substrato supressivo ao patógeno.

4.1 - Controle Biológico

O controle biológico, segundo Cook & Baker (1983), é a redução da quantidade de inóculo ou da atividade de produção da doença pelo patógeno realizado por um ou mais organismos. Entretanto, o controle biológico raramente elimina o patógeno do local, mas reduz a população de propágulos e conseqüentemente, a sua habilidade de produzir doença.

A introdução de microrganismos adaptados ao microhabitat do patógeno é um dos aspectos mais relevantes para o sucesso de um programa de controle biológico de doenças de plantas. Neste contexto diversos microrganismos são isolados, selecionados e utilizados como agentes biocontroladores de doenças, também conhecidos como antagonistas (Bettiol, 1991).

No entanto, sabe-se que o sucesso do uso de microrganismo no controle biológico depende da forma de aplicação do antagonista, da sua capacidade de

⁵ AHMED, N.; AHMED, Q.A. Selection of antagonistic soil microbial against a few fungal pathogens of *Piper bettle* L. **Mycopathol. Mycol. Appl.**, v.21, p. 334-40, 1963.

⁶ PRATT, B.H. Isolation of basidiomycetes from Australian eucalyptus Forest and assessment of their antagonism to *Phytophthora cinnamomi*. **Trans. Br. Mycol. Soc.**, v. 56, p. 243-50, 1971.

⁷ MARX, D.H. Mycorrhizae and feeder root diseases. In: MARX, G.C.; KOZLOWISKI, T.T. Ectomycorrhizae – their Ecology and Physiology. New York: Academic Press, 1973. p. 351-82.

⁸ MALAJCZUK, N.; NESBITT, H.J.; GLENN, A.R. A light and electronic microscope study of the interaction of soil bacteria with *Phytophthora cinnamomi* Rands. **Can. J. Microbiol.**, v. 23, p. 1518-25, 1977b.

⁹ SNEH, B., HUMBLE, S.J., LOCKWOOD, J.L. Parasitism of oospores of *Phytophthora megaspermae* var. *sojae*, *P. cactorum*, *Pythium* and *Aphanomyces euteiches* in soil by oomycetes, chytridiomycetes, phycomycetes, actinomycetes and bacteria. **Phytopathology**, v. 67, p. 622-8, 1977.

parasitismo e naturalmente da sua especificidade em relação ao patógeno, sendo necessárias algumas características para que os antagonistas sejam eficientes, como a capacidade de competição por nutrientes, produção de metabólitos tóxicos ou atuação por parasitismo (Amorim, 1997).

Apesar do controle biológico de patógenos do solo ser limitado, diversos autores têm demonstrado o antagonismo microbiano a espécies de *Phytophthora* por uma variedade de microorganismos (Ahmed & Ahmed, 1963⁵; Pratt, 1971⁶; Marx, 1973⁷; Malajczuk *et al.*, 1977b⁸; Sneh *et al.*, 1977⁹ *apud* Amorim, 1997).

Segundo Malajczuk (1983), o antagonismo microbiano à *Phytophthora* pode ser encontrado no solo durante o período de dormência e sobrevivência saprofítica, na rizosfera, durante as atividades de pré-penetração e dentro dos tecidos das plantas, durante a patogênese.

O uso de antagonistas para o controle de doenças induzidas por microrganismos fitopatogênicos residentes no solo tem sido bastante pesquisado, e dentre os muitos agentes potenciais destaca-se o gênero *Trichoderma*, devido às suas características antagônicas e a grande gama de patógenos que controla, incluindo: *Pythium* spp., *Phytophthora* spp., *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Verticillium* spp., etc. (Amorim, 1997; May, 1994).

4.1.1 - Controle Biológico mediante utilização de *Trichoderma* spp.

O fungo *Trichoderma* spp. tem sido um dos agentes potenciais de biocontrole, dado as suas características peculiares de antagonismo em condições naturais, principalmente no solo (Melo, 1991), tais como, facilidade de isolamento e cultivo, crescimento rápido sobre muitos substratos, alta capacidade competitiva por alimento e sítio de atuação, habilidade de produzir antibióticos e enzimas com aptidão de atacar muitos patógenos, adquirir resistência aos fungicidas com facilidade, dentre muitas outras (Baker & Cook, 1974; Lewis & Papavizas, 1984).

Trichoderma é encontrado em solos de todo o mundo, sendo eficaz no controle de uma variada gama de patógenos de plantas, principalmente aqueles com estruturas de resistência. *T. harzianum* destaca-se por ser a espécie mais estudada do ponto de vista do controle biológico, contudo, outras espécies como *T. koningii*, *T. viride*, *T. hamatum*, *T. Pseudokoningii* e *T. polysporum* também têm sido isoladas e estudadas (Melo, 1998).

Alguns autores questionam a utilização de *Trichoderma* como agente de controle microbiano, pois consideram esse fungo como micoparasita pouco agressivo e pouco eficiente, que apenas atuam quando aplicados em ambientes alterados, como solo ou substratos recém-vaporizados ou fumigados, já que nesses ambientes não competitivos eles proliferam e evitam a recolonização do patógeno (Adams, 1990).

Segundo Brassier (1975 a e b), várias espécies de *Trichoderma* já foram relatadas como antagônicas a *Phytophthora*. No entanto, Bell *et al.* (1982) concluíram que um *Trichoderma* pode ter ótimo efeito de controle para um isolado do patógeno, mas não ter efeito em outros isolados da mesma espécie.

Como principais mecanismos de ação as espécies de *Trichoderma* podem atuar por antibiose, parasitismo e competição (Melo, 1998). Em estudos *in vitro* metabólitos voláteis de *Trichoderma* spp. reduziram o crescimento de *Phytophthora*, seguido da vacuolação do conteúdo celular e lises das hifas (Brassier, 1975 a). Estudos sobre o comportamento de *P. cinnamomi* reafirmaram o papel de *Trichoderma* spp. como um comum antagonista envolvido na estimulação da formação de oósporos, lises de hifas (Malajczuk & Theodorou, 1979; Reeves, 1975) e produção de clamidósporos (Kelley, 1977). As lises de hifas de *Phytophthora* incitadas por *Trichoderma* spp. são rápidas e envolvem contato e enrolamento da hifa antes da penetração (Melajczuk, 1983).

Uma forma importante de manipular o antagonismo de *Trichoderma* é através da introdução do antagonista em substrato de plantio. May (1994) e Amorim (1997) controlaram *P. parasitica*, enquanto Silva (2003) controlou *P. nicotianae* utilizando isolados de *Trichoderma* cultivado em meio de farinha de arroz e aplicado em substrato infestado com o patógeno.

4.2 - Controle Físico – Solarização

A desinfestação de substratos utilizados na produção de mudas é uma das principais medidas preventivas de controle de patógenos do solo. Além disso, as mudas produzidas sobre substratos desinfestados crescem vigorosamente e garantem o bom desenvolvimento inicial da cultura (Ghini & Bettiol, 1995).

A solarização do solo foi desenvolvida em Israel, por Katan *et al.* (1976), e vem sendo utilizada também em outros países, tais como Estados Unidos, Japão, Itália,

Egito, Espanha e Brasil, dentre outros (DeVay *et al.*, 1991; Ghini & Bettiol, 1995; Katan & DeVay, 1991; Souza, 1994).

É um método viável de controle de fitopatógenos, plantas daninhas e nematóides, visto que não agride o ambiente e não cria um efeito de vácuo biológico, mantendo um satisfatório equilíbrio da microbiota do solo (Souza, 1994).

Como métodos para a solarização têm-se a cobertura do solo com um filme plástico (Katan *et al.*, 1976), a utilização de sacos plásticos transparentes para quantidades menores de solo ou substratos (Kaewruang *et al.*, 1989) e o coletor solar, constituído basicamente de uma caixa de madeira, coberta com um filme plástico transparente, contendo tubos de chapa galvanizada onde o substrato é colocado (Ghini, 1993).

O método de solarização normalmente empregado é o da cobertura plástica; no entanto, diversas limitações restringem o uso desse método de controle, como a necessidade de máquinas para a sua aplicação, custos de tratamento, limitações climáticas, tempo de tratamento, fitotoxidez, reinfestação do solo devida à intensa redução de microrganismos antagônicos, etc. (Katan, 1980; Ghini, 1997).

A utilização da energia solar através do coletor mostrou-se extremamente eficiente no controle de fungos e nematóides fitopatogênicos encontrados no solo, tais como: *Sclerotium rolfsii*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Fusarium solani* fsp. *phaseoli*, *Pythium aphanidermatum* e *Meloidogyne incognita* (Ghini, 1993; Ghini *et al.*, 1998). Atualmente, a solarização é indicada como alternativa viável para o controle de várias espécies do gênero *Phytophthora* (Juarez-Palacios *et al.*, 1991; Ghini *et al.*, 2000; Coelho *et al.*, 2000; Pinkerton *et al.*, 2000).

As temperaturas atingidas no solo através da técnica da solarização, permitem a sobrevivência de alguns grupos de microrganismos do solo. Segundo Baker & Cook (1974), a maioria dos patógenos é menos resistente ao aumento de temperatura que muitos saprófitas e, de acordo com Ghini (1993), as temperaturas de inativação de diversos microrganismos são inferiores às atingidas pela massa de substrato contida no coletor solar, sendo suficientes para controlar os patógenos com a exposição durante um dia de radiação.

May (1994) obteve o controle de *P. parasitica* em coletor solar que atingiu temperatura acima de 60°C. Através de teste de sensibilidade térmica, Juarez-Palacios *et al.* (1991) constataram que a temperatura de inativação de *P. cactorum* e *P. megaspora* foi de 45°C por 30 minutos e 45°C por 20 minutos, respectivamente.

O controle físico promovido pela elevação da temperatura é responsável pela eliminação dos patógenos nas camadas superficiais do solo. Em maiores profundidades, somente temperaturas subletais são obtidas (Bettiol & Ghini, 2003). Juarez-Palacios *et al.* (1991) obtiveram 50% de redução da infecção de *P. criptogea*, sendo o patógeno erradicado até à profundidade de 30 cm.

Em consequência da exposição às maiores temperaturas, alguns processos microbianos, como a nitrificação, nitratação e a produção de algumas enzimas que serão liberadas no solo, são alterados contribuindo para o controle de fitopatógenos (Cruz *et al.*, 2005). A alteração na composição microbiana do solo em favor de antagonistas estimula a sua supressividade, dificultando a reinfestação e permitindo que o tratamento seja eficiente em vários ciclos da cultura sem a necessidade de se repetir o tratamento de solarização (Ghini, 1997).

2.3 - Controle Químico

O uso de fungicidas é um dos principais métodos de controle de doenças de plantas, sendo a única solução para diversos problemas fitossanitários. A facilidade de aplicação e os resultados imediatos obtidos os tornaram amplamente difundidos em diversas culturas; porém, o uso contínuo pode promover a seleção de fungos fitopatogênicos resistentes, não controlados pelo fungicida anteriormente eficaz, colocando em risco a eficiência do método (Ghini, 2001).

Apesar da dificuldade de desenvolvimento de resistência de fitopatógenos infectantes de raízes, há relatos de resistência de *Phytophthora* spp. a fungicidas (Ferrin & Kabashima, 1991). Além disso, o seu uso indiscriminado levou a sérias consequências ambientais, gerando opiniões contrárias a esse método de controle (Kimati, 1995), mas apesar de todas as restrições e efeitos indesejáveis, deve-se considerar a sua importância no manejo das doenças e manutenção de altas produtividades (Sales Jr. *et al.*, 2005).

O controle de patógenos habitantes do solo por produtos químicos proporciona a redução do inóculo inicial no solo e/ou da taxa de infecção. A quantidade de infecção pode ser reduzida pela proteção do sítio onde ocorre, impedindo que o patógeno infecte a raiz e pela indução de resistência à planta hospedeira. Atualmente, com o aumento das doenças radiculares, muitas empresas vêm trabalhando no sentido de desenvolver novas tecnologias para obtenção de moléculas eficientes, que não

causem danos potenciais ao meio ambiente e que atendam às recomendações impostas pelos órgãos regulamentadores das áreas de saúde e agricultura (Sales Jr. *et al.*, 2005).

O controle químico de *Phytophthora* spp. durante muito tempo era limitado ao uso de fungicidas cúpricos ou captan, ou tratamentos cirúrgicos da área lesionada. No entanto, a partir da década de 70, surgiram os fungicidas sistêmicos altamente efetivos contra fungos, e a estratégia de controle químico para estes patógenos, utilizada hoje, baseia-se na proteção ou recuperação de plantas e na redução da população do patógeno por meio do uso de produtos sistêmicos como metalaxyl e fosetyl-AI (May & Kimati, 2000).

Segundo Shew (1991), o fungicida metalaxyl tem sido efetivo no controle de *P. nicotianae*, especialmente quando usado em conjunto com outras estratégias de controle. Cofeey & Bower (1984), comparando resposta de seis espécies de *Phytophthora* a metalaxyl *in vitro*, observaram que *P. citrophthora* na concentração de 0,1 mg L⁻¹ do produto teve 5% de inibição e em 5mg L⁻¹ a inibição foi mais de 90%. Para *P. parasítica*, em 0,1mg L⁻¹, obteve-se 50% de inibição, enquanto a 1 mg L⁻¹ a inibição foi de 100%.

Silva *et al.* (2000) estudando diferentes princípios ativos de fungicidas no controle da requeima (*P. infestans*) em plantas de tomate, verificaram que a doença foi controlada com a pulverização de dimethomorph alternado com mancozeb e chlorothalonil. De acordo com Silva (2001), o controle satisfatório de *P. palmivora* em frutos de mamão é obtido com pulverizações semanais de produtos à base de sulfato de cobre, mancozeb ou chlorothalonil.

Matheron & Matejka (1991) testando a eficiência de tetratiocarbamato de sódio para controlar *Phytophthora* dos citros, observaram que o produto tem boa ação sobre a motilidade dos zoósporos e capacidade para matar os zoósporos encistados restantes (12 µg/mL). Entretanto, na mesma concentração não inibem a formação de esporângios e crescimento micelial.

Para o controle de *P. palmivora* em cacauzeiro, Luz & Silva (2001) recomendam fungicidas à base de cobre, tais como, óxido cuproso, oxicloreto e hidróxido de cobre, na dosagem de 3g do ingrediente ativo por planta.

A grande dificuldade no controle de fitopatógenos habitantes do solo se deve às características etiológicas inerentes a cada espécie microbiana. É importante buscar a maximização do benefício econômico, através do controle químico aliado a um baixo

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

impacto ambiental, sendo esta uma das principais regras preconizadas pela utilização de agrotóxicos no controle de doenças de plantas (Sales Jr. *et al.*, 2005).

METODOLOGIA

1 - Local de execução dos experimentos

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Fitopatologia e casa de vegetação do Centro de Ciências Agrárias (CECA) da Universidade Federal de Alagoas (UFAL) – Campus Delza Gitaí, em Rio Largo, durante o período de Junho de 2005 a Janeiro de 2006.

2 - Obtenção do Isolado de *Phytophthora palmivora*

O isolado de *P. palmivora* utilizado no experimento foi obtido a partir de frutos de mamão cv. Sunrise solo, com sintomas típicos da doença, em uma propriedade produtora de mamão localizada no município de São Miguel dos Milagres em Junho de 2005. O patógeno foi preservado em meio BDA (Batata – 200g; Agar – 18g; Dextrose – 20g e Água destilada – 1000mL) em condições ambientais.

3 - Teste de patogenicidade e reisolamento de *Phytophthora palmivora*

A patogenicidade do isolado foi realizada em frutos e em plântulas de mamoeiro cv. Sunrise solo. Foram utilizados 10 frutos de mamão sadios, classificados no subgrupo 3 com relação a maturação, e a partir de cultura pura foram inoculados discos de BDA contendo as estruturas do patógeno, sobre a superfície previamente desinfestada, enquanto nos frutos testemunha utilizou-se discos contendo apenas meio de cultura (BDA). Os frutos permaneceram em câmara úmida por 48 h. A patogenicidade em plântulas foi realizada, utilizando-se 10 plântulas de mamoeiro com 20 dias de idade, onde as sementes foram obtidas de frutos de mamão sadios. As plântulas foram transplantadas para vasos (400mL) contendo substrato (solo + torta de filtro + fibra de coco – 2:1:1) esterilizado com brometo de metila, segundo metodologia descrita por Sandler *et al.* (1986), que consistiu em homogeneizar culturas do patógeno de 7 dias preparadas com meio BDA. O crescimento micelial de cada placa de Petri foi homogeneizada em liquidificador com 200mL de água esterilizada, utilizando-se 40mL do inóculo em cada vaso de 400mL (aproximadamente 20 esporângios/ mL). Para manter a

umidade, colocaram-se os vasos em bandejas com nível de água de ± 2 cm. Foram realizadas observações diárias durante 10 dias, e as plântulas e os frutos que apresentaram algum sintoma típico da doença foram coletadas e utilizadas para o isolamento do patógeno em placas de Petri contendo meio BDA, sob condições ambiente.

4 - Obtenção de Isolados de *Trichoderma* spp.

Foram utilizados quatro isolados de *Trichoderma* (*T. koningii* – T3; *T. harzianum* – T13; *Trichoderma* sp. – T152D e *T. polysporum* – TP), pertencentes à micoteca do Laboratório de Fitopatologia do Centro de Ciências Agrárias - CECA/UFAL.

5 - Controle Biológico

5.1 - Avaliação do antagonismo dos isolados de *Trichoderma* spp. a *Phytophthora palmivora* “in vitro”

Inicialmente foi determinada a velocidade de crescimento dos isolados de *Trichoderma* spp. e do isolado de *P. palmivora*, cultivando-os separadamente em placas de Petri contendo meio BDA a fim de verificar se há diferenças no crescimento dos mesmos.

Para a avaliação da atividade antagônica dos isolados de *Trichoderma* “in vitro”, utilizou-se a técnica de confronto em cultivo pareado que consiste em transferir um disco de BDA (5mm) contendo o crescimento micelial de *P. palmivora* para placas de Petri com meio BDA, contra outro disco contendo micélio de *Trichoderma*. As placas foram incubadas durante 7 dias sob alternância de luz (12h claro/ 12h escuro) a 28°C.

Para estabelecer os graus de antagonismo, foi feita a avaliação baseando-se na escala de notas, segundo Bell *et al.* (1982):

Nota 1 - *Trichoderma* invadiu completamente a colônia do patógeno;

Nota 2 - *Trichoderma* invadiu pelo menos 2/3 da superfície do meio;

Nota 3 - *Trichoderma* invadiu a metade da superfície do meio;

Nota 4 - O patógeno coloniza no mínimo 2/3 do meio, opondo-se ao antagonista;

Nota 5 - O patógeno coloniza completamente a colônia.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com 4 tratamentos e 5 repetições, constituído pelos quatro isolados de *Trichoderma* spp. e um isolado de *P. palmivora*. Os dados originais do crescimento micelial de *P. palmivora* foram submetidos à análise de variância, e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, por meio do programa estatístico "Sisvar".

5.2 - Teste de antibiose

5.2.1 - Produção de metabólitos não voláteis

Placas de Petri contendo meio BDA foram recobertas com discos de papel celofane (9cm de diâmetro) previamente esterilizado em luz ultravioleta (UV) durante 30 minutos. A seguir, discos de micélio de *Trichoderma* spp. foram colocados em seu centro sobre a superfície do papel celofane, conforme metodologia descrita por Dennis & Webster (1971 a e b). Após 96 horas de crescimento das colônias, retirou-se cuidadosamente o papel celofane colonizado, transferindo-se discos contendo o crescimento micelial de *P. palmivora* para o centro da placa de petri, retirados da borda de colônias com 72 horas de crescimento em meio BDA. Após três dias de incubação a 28°C, sob alternância de luz (12h claro/ 12h escuro), foi realizada a avaliação medindo-se o crescimento micelial do patógeno com auxílio de uma régua milimetrada, obtendo-se a porcentagem de redução de crescimento (RC%). As testemunhas constituíram do cultivo do patógeno após a retirada do papel celofane, sem a prévia sobreposição do *Trichoderma* spp. O delineamento foi inteiramente casualizado com quatro tratamentos e 5 repetições, representado pelos quatro isolados de *Trichoderma* spp. e um isolado de *P. palmivora*. Os dados originais do crescimento do patógeno foram submetidos à análise de variância, e as médias comparadas conforme descrito no item 3.5.1.

5.2.2 - Produção de metabólitos voláteis

Os isolados de *Trichoderma* spp. foram cultivados em meio BDA, e após 72 horas as tampas das placas de Petri foram removidas e substituídas por discos de papel celofane (11cm de diâmetro), previamente esterilizadas em luz UV. A seguir, placas

contendo discos do isolado de *P. palmivora* tiveram suas tampas removidas, sendo sobrepostas às de *Trichoderma*, unindo as duas partes com papel filme. A testemunha foi constituída por placas contendo apenas discos de *P. palmivora*. As avaliações foram realizadas medindo-se o crescimento do patógeno, após 3 dias de incubação sob alternância de luz (12h claro/ 12h escuro) a 28°C, através da RC% onde o delineamento experimental foi idêntico ao item anterior.

5.2.3 - Hiperparasitismo

Neste teste utilizaram-se lâminas de vidro previamente esterilizadas, sendo mergulhadas em meio agar-água a 2% seguida da retirada do agar da face inferior com papel absorvente esterilizado. Após 24 horas os isolados de *Trichoderma* spp. foram pareados com o de *P. palmivora* na lâmina de vidro e foram incubados conforme item anterior, em placas de Petri com papel de filtro umedecido, previamente esterilizados, colocando-se um suporte de canudo em forma de V para evitar o contato das lâminas com o papel umedecido (Figura 1). As avaliações foram realizadas diariamente, através de microscópio óptico, observando-se as alterações morfológicas de *P. palmivora*.



Figura 1. Teste de Hiperparasitismo

5.3 - Controle Biológico “in vivo”

Plântulas de mamoeiro cv. Sunrise solo cultivadas em sementeira foram transplantadas para vasos (400mL) contendo substrato esterilizado com brometo de metila (solo + torta de filtro + fibra de coco – 2:1:1) tratado com os isolados de *Trichoderma* spp. (2g/vaso), de forma isolada e integrada.

O inóculo dos antagonistas foi preparado retirando-se 4 discos (5mm) da borda de colônias de *Trichoderma* spp. cultivadas em meio BDA, transferindo-os para

Erlenmeyer contendo 100g de arroz previamente autoclavado. Os isolados foram incubados por sete dias a 28°C sob alternância de luz (12h claro/12 h escuro).

Vasos (400mL) foram preenchidos com a mistura de 2g de arroz contendo o crescimento micelial de *Trichoderma* + substrato. Após 24 horas, o mesmo foi infestado com o patógeno conforme metodologia descrita no item 3 e, em seguida, as plântulas de mamoeiro com 20 dias após a germinação foram transplantadas. A testemunha foi constituída de substrato não tratado com o antagonista e utilizou-se, também, um tratamento com fungicida metalaxyl + mancozeb (3,5g/L) como padrão. Após 15 dias realizou-se a avaliação através da porcentagem de plantas sobreviventes.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis tratamentos + testemunha e quatro repetições, sendo os 4 isolados de *Trichoderma* utilizados de forma isolada; um coquetel constituído dos 4 isolados; e um fungicida. Cada parcela foi constituída por quatro vasos contendo uma plântula/ vaso.

Os dados originais da porcentagem de plantas sobreviventes foram transformados em arcoseno da raiz $x/100$ e as médias comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade, por meio do programa estatístico "Sisvar".

6 - Controle Físico – Solarização de substrato

Para a solarização foram utilizados coletores solares de modelo proposto por Ghini & Bettiol (1991), com tubos de ferro galvanizado de 10 e 15 cm de diâmetro e 110 cm de comprimento (Figura 2). Os coletores foram instalados no Centro de Ciências Agrárias – CECA/UFAL e durante os experimentos foram colocados em direção norte-sul e inclinação de 20°S (latitude local + 10°) com o propósito de receberem o máximo de intensidade de radiação solar. A temperatura do substrato contido nos coletores foi determinada com o auxílio de um medidor digital multisensor (Figura 3), em três horários durante as 72 horas de experimento (10:00; 12:00 e 14:00 h). O substrato utilizado e a infestação do mesmo seguiram a mesma metodologia do descrita no item 3.

Após infestação, o substrato permaneceu durante 24 horas na sombra e em seguida foi colocado nos coletores (10 e 15cm de diâmetro) e tratados durante 24, 48 e 72 horas. A testemunha foi constituída pelo mesmo substrato infestado, entretanto, mantido à sombra em temperatura ambiente.

Após o período de incubação do substrato, previamente infestado, foram realizados testes biológicos com o objetivo de avaliar a eficiência dos tratamentos de

solarização, ou seja, o substrato foi colocado em vasos (400mL) para os quais as plântulas de mamoeiro com 20 dias de idade foram transplantadas servindo assim, de indicadores da presença de *P. palmivora* no substrato solarizado. As plântulas foram mantidas em casa de vegetação.

A eficiência da solarização foi avaliada 15 dias após o transplante por meio da porcentagem de plantas sobreviventes, determinando-se, também, a altura das mesmas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com esquema fatorial, $3 \times 2 + 1$, representado por três períodos de solarização do substrato (24, 48 e 72 horas), dois diâmetros dos coletores (10 e 15 cm) e uma testemunha, com quatro repetições sendo cada parcela constituída por 4 vasos com uma plântula/ vaso.

A transformação dos dados seguiu mesma metodologia do item anterior.

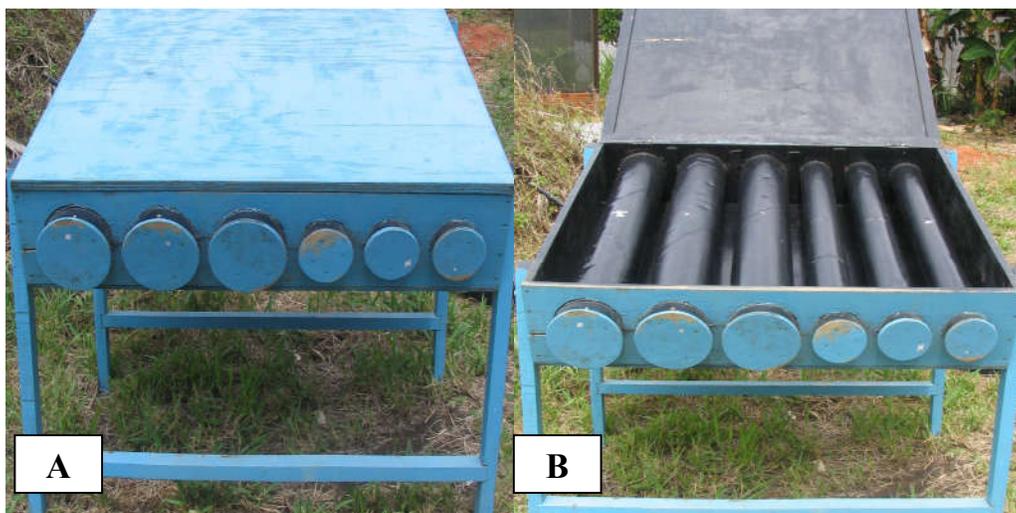


Figura 2. Caixa contendo os coletores solares (10 e 15 cm de diâmetro) de ferro galvanizado. (A) Caixa fechada; (B) Caixa aberta.



Figura 3. Medidor digital multisensor.

7 - Controle Químico

7.1 - Controle químico “in vitro”

Os fungicidas testados no controle “in vitro” de *P. palmivora* foram: oxicloreto de cobre - agrinose (2, 3 e 4g/L), mancozeb - dithane (2, 3 e 4g/L), metalaxyl + mancozeb - ridomil Gold MZ (2,5; 3,5 e 4,5g/L), tiofanato metílico - cercobin 700 (6, 7 e 8g/L) e carbendazim - derosal (0,5; 1,0 e 1,5 mL/L), utilizando três dosagens: uma dosagem abaixo da recomendada pelo fabricante, uma igual à recomendada e uma dosagem superior à recomendada.

O método consistiu em adicionar as dosagens dos fungicidas em meio BDA fundente a 45-55°C e vertição do meio em placas de Petri previamente esterilizadas. Em seguida discos de BDA (5mm) contendo micélio de *P. palmivora*, retirados da borda de colônias crescidas em BDA, com 7 dias de idade, foram repicados para o centro das placas contendo a mistura BDA + Fungicida e incubadas sob alternância de luz (12h claro/ 12h escuro) a 28°C. A avaliação foi realizada quando a colônia testemunha atingiu o diâmetro da placa de Petri medindo-se perpendicularmente o diâmetro das colônias.

O delineamento foi inteiramente casualizado com cinco tratamentos e 3 repetições. A testemunha consistiu apenas em colônias do patógeno cultivadas em meio BDA sem a adição de fungicida. Os dados foram analisados estatisticamente mediante a utilização do Teste não-paramétrico de "Kruskal-Wallis".

7.2 - Controle químico “in vivo”

Este ensaio foi conduzido em casa de vegetação onde foi testada, “in vivo”, a eficiência dos fungicidas. Plântulas de mamoeiro com 20 dias de idade tiveram suas raízes imersas nos fungicidas durante 10 minutos, utilizando-se a dosagem recomendada pelo fabricante. Em seguida as plântulas foram transplantadas para vasos (400mL) contendo substrato esterilizado, previamente infestado com o patógeno, seguindo mesma metodologia descrita no item 3. A infestação do substrato e a incubação dos vasos seguiram a mesma metodologia dos ensaios anteriores. A

avaliação foi realizada 15 dias após o transplante, através da porcentagem de plântulas sobreviventes e a medição da altura das mesmas.

O delineamento experimental do ensaio foi inteiramente casualizado com 5 tratamentos e quatro repetições, onde cada parcela foi constituída por quatro vasos com uma plântula/vaso.

A transformação dos dados seguiu mesma metodologia dos itens 5.3 e 6.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

1 - Teste de patogenicidade e reisolamento de *Phytophthora palmivora*

O isolado de *P. palmivora* mostrou-se patogênico ao mamoeiro cv. Sunrise solo, tanto em frutos (Figura 4) como em plântulas (Figura 5). Os frutos inoculados com o patógeno apresentaram sintomas iniciais de podridão no 4º dia após a inoculação enquanto as plântulas inoculadas apresentaram sintomas de murcha no 3º dia após o transplante para substrato infestado. Todas as testemunhas permaneceram sadias. O patógeno foi reisolado em meio BDA contendo inibidores seletivos e as estruturas vegetativas e reprodutivas do patógeno foram visualizadas através de observações microscópicas. Observou-se que as estruturas do patógeno foram semelhantes às originais, confirmando a patogenicidade do isolado através dos Postulados de Koch.

Os esporangióforos apresentavam-se delgados, simples ou pouco ramificados, enquanto os esporângios (Figura 6A) apresentavam-se ovóides a elipsóides, proeminentemente papilados, e um pedicelo curto na porção basal medindo 43,16 - 26,56 x 31,54 - 19,92 µm (37,68 x 27,52 µm) estando de acordo com a literatura (Rezende & Fancelli, 1997).

Apesar dessa doença já ocorrer em outros estados como Bahia, Espírito Santo (Liberato *et al.*, 1993), São Paulo, Pernambuco (Reis, *et al.*, 1997) e Pará (Trindade & Poltronieri, 2002), este é o primeiro relato de *P. palmivora* em mamoeiro no estado de Alagoas.

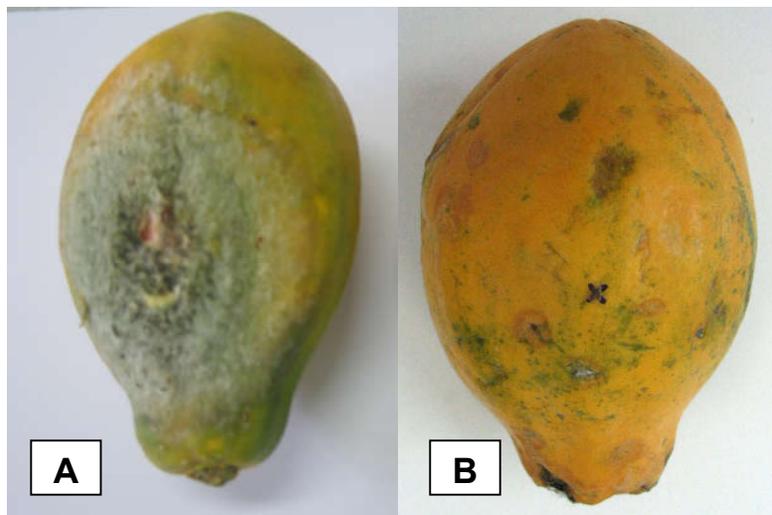


Figura 4. Teste de patogenicidade em frutos de mamão. (A) Fruto inoculado com *Phytophthora palmivora*; (B) Fruto testemunha.



Figura 5. Teste de patogenicidade em plântulas de mamoeiro – (esquerda) murcha após 3 dias de infestação do solo com *Phytophthora palmivora*; (direita) testemunha.

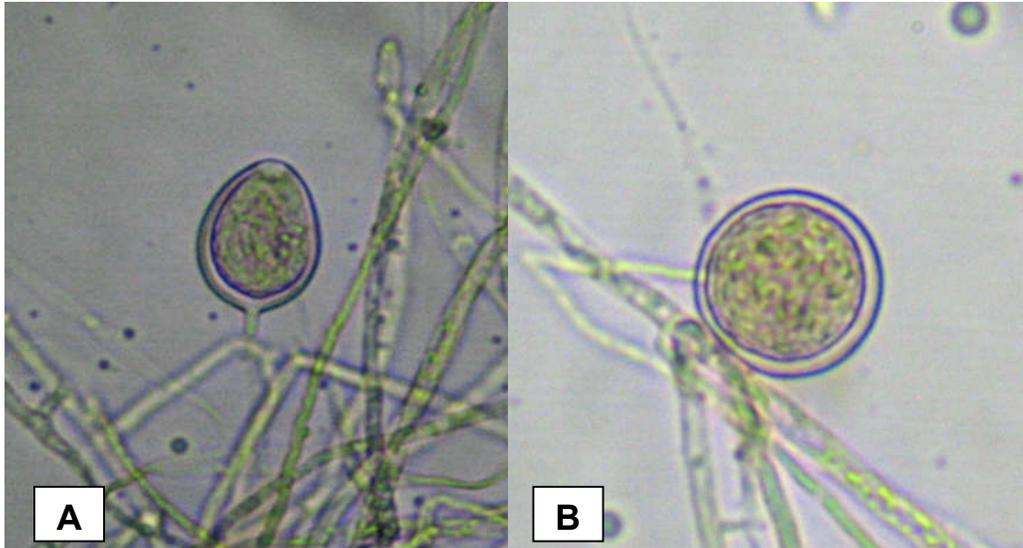


Figura 6. Estruturas de *Phytophthora palmivora* em meio BDA: (A) Esporângio; (B) Clamidósporo.

2 - Controle Biológico

2.1 - Avaliação do antagonismo dos isolados de *Trichoderma* spp. a *Phytophthora palmivora* “in vitro”

Conforme os dados apresentados na Tabela 1, todos os isolados de *Trichoderma* testados diferiram estatisticamente da testemunha sendo eficientes na inibição do crescimento de *P. palmivora* “in vitro”. Os isolados T3, T13 e TP foram os mais eficientes e não apresentaram diferenças estatísticas entre si. Já o isolado T152D foi menos eficiente diferindo estatisticamente dos demais. Silva (2003) obteve inibição do crescimento micelial de *P. nicotianae* utilizando os isolados T3 e T13, enquanto Homechin (1987) e Wang (1989) obtiveram os mesmos resultados na inibição de *S. rolfsii*.

De acordo com diversos autores (Chet, 1987; Melo, 1991; Papavizas, 1985; Wells, 1988), isolados de *Trichoderma* liberam substâncias de natureza enzimáticas ou antibióticas no meio de cultura, que promovem ação tóxica sobre o patógeno, impedindo o seu desenvolvimento normal. Esses metabólitos provavelmente são os responsáveis pela inibição do crescimento do patógeno. Alvim (2001) relata que alguns isolados de *Trichoderma*, além da produção de metabólitos, têm a capacidade de hiperparasitar o fungo.

A Figura 7 ilustra a inibição de *P. palmivora* por isolados de *Trichoderma* “in vitro”.

Tabela 1. Crescimento micelial de *Phytophthora palmivora* na presença de isolados de *Trichoderma*.

Tratamento	Diâmetro da colônia (cm)
Testemunha	9.00 a*
T152D	2.65 b
T3	1.51 c
T13	1.26 c
TP	1.41 c
C.V. (%)	6.57

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

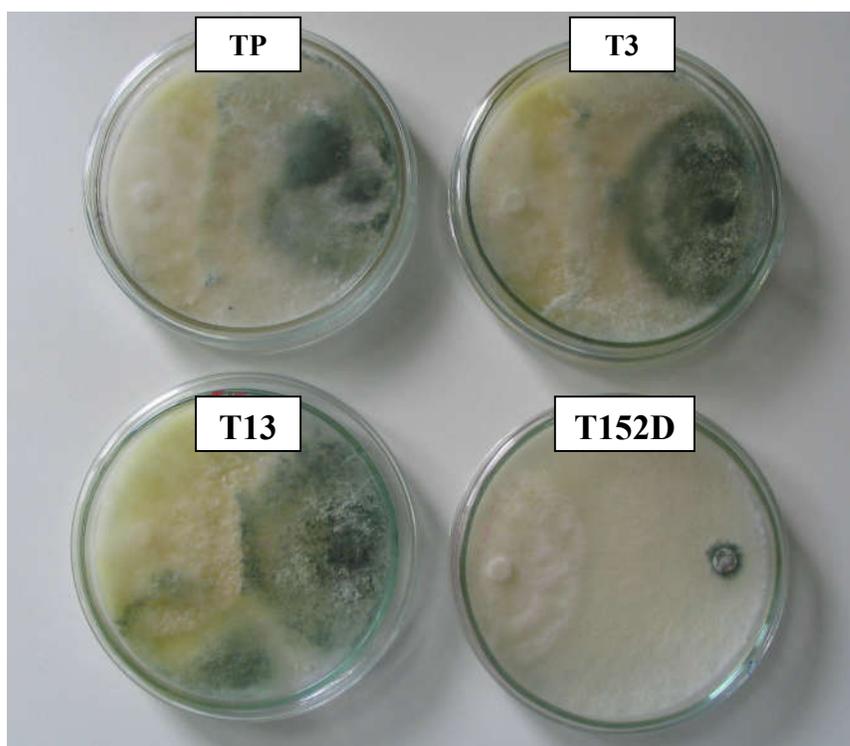


Figura 7. Antagonismo “in vitro” de isolados de *Trichoderma* spp. a *Phytophthora palmivora*.

2.2 - Teste de antibiose

2.2.1 - Produção de metabólitos não voláteis

A análise dos dados indicou que os isolados T3, T13 e T152D não produziram metabólitos não voláteis em meio BDA, não tendo efeito sobre o crescimento micelial de *P. palmivora*. No entanto, conforme a Tabela 2 e a Figura 8, o isolado TP diferiu da testemunha reduzindo o crescimento micelial do patógeno em 10 %. May (1994) obteve resultados satisfatórios ao selecionar cinco isolados de *Trichoderma* spp. antagonísticos à *P. parasitica*. Amorim (1997) observou que o isolado T3 (*T. koningii*) mostrou capacidade de produção de antibiótico a isolados de *P. citrophthora*, enquanto os isolados T13 e T9 (*T. harzianum*) mostraram baixa capacidade. Estes resultados estão de acordo com Bell et al. (1982) sobre a seletividade diferencial apresentada por *Trichoderma*.

Tabela 2. Crescimento micelial de *P. palmivora* em presença de metabólitos não voláteis produzidos por *Trichoderma*.

Tratamento	Diâmetro da colônia (cm)
Testemunha	5.57 a*
T3	5.32 a
T13	5.52 a
T152D	5.55 a
TP	4.90 b
C.V. (%)	2.21

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

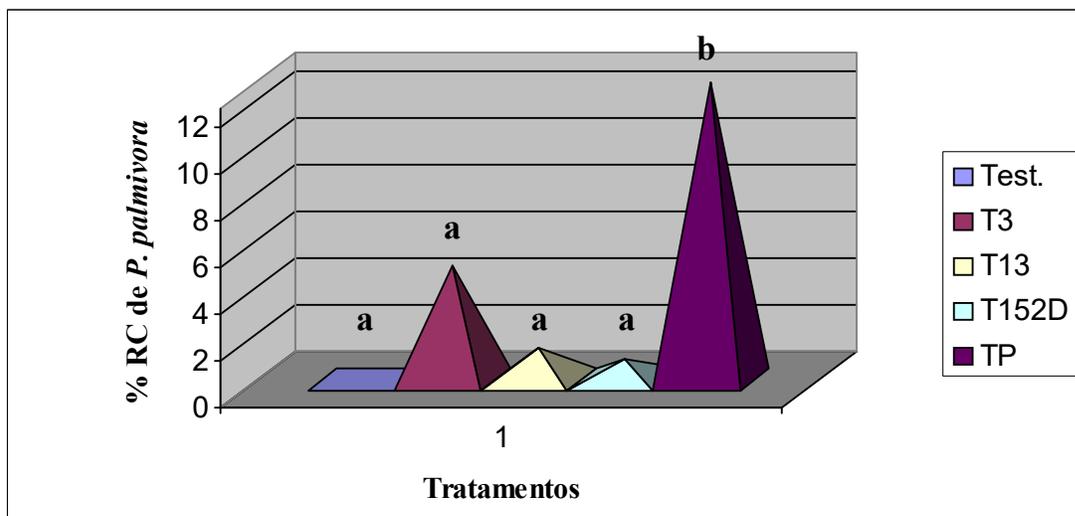


Figura 8. Percentagem de Redução de Crescimento (%RC) de *P. palmivora* no teste “in vitro” de antibiose (metabólitos não voláteis) de *Trichoderma* spp.

2.2.2 - Produção de metabólitos voláteis

Conforme os dados apresentados na Tabela 3 os isolados T3, T13 e T152D não diferiram estatisticamente da testemunha, enquanto o isolado TP apresentou diferenças da testemunha, no entanto, não diferiu dos demais isolados, ou seja, apenas o isolado TP interferiu no crescimento micelial de *P. palmivora*. Este resultado já era esperado, pois, de acordo com Hadar *et al.* (1979) algumas espécies de *Trichoderma* são conhecidas como pobres produtoras de antibióticos voláteis comparadas com outras espécies de *Trichoderma*. Alvim (2001), estudando isolados de *Trichoderma* (*T. harzianum* e *T. koningii*) no controle de doenças, observou que estes não produziram metabólitos voláteis capazes de inibir o crescimento micelial de *Phytophthora* spp. Segundo Amorim (1997), um isolado de *T. koningii* apresentou capacidade de produção de antibióticos interferindo no crescimento de *Phytophthora* spp. Santiago (2002) observou que dois isolados de *T. harzianum* (T13 e T9) foram capazes de inibir o crescimento micelial de *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* em 53%.

De acordo com Dennis & Webster (1971a), a habilidade em produzir metabólitos com ação antimicrobiana varia, tanto entre isolados de várias espécies como entre isolados da mesma espécie.

Tabela 3. Crescimento micelial de *P. palmivora* em presença de metabólitos voláteis produzidos por *Trichoderma*.

Tratamento	Diâmetro da colônia (cm)
Testemunha	5,88 a*
T3	5,50 ab
T13	5,62 ab
T152D	5,56 ab
TP	5,36 b
C.V. (%)	4,12

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A representação gráfica da inibição “in vitro” de *Phytophthora palmivora* por metabólitos voláteis produzidos por *Trichoderma* encontra-se na Figura 9.

A Figura 10 ilustra o ensaio da produção de metabólitos voláteis “in vitro”.

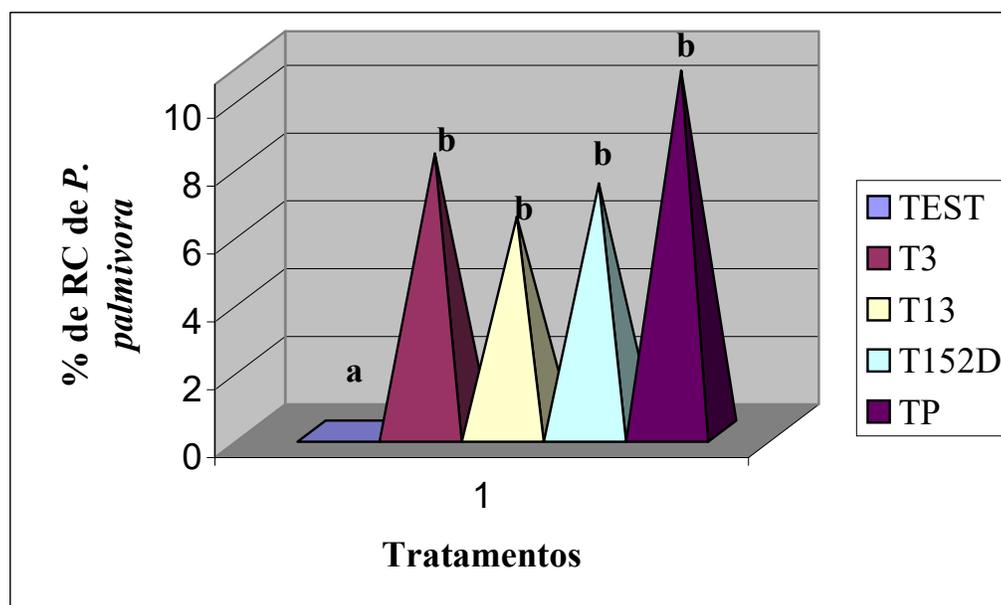


Figura 9. Percentagem de Redução de Crescimento (%RC) de *P. palmivora* no teste “in vitro” de antibiose (metabólitos voláteis) de *Trichoderma* spp.

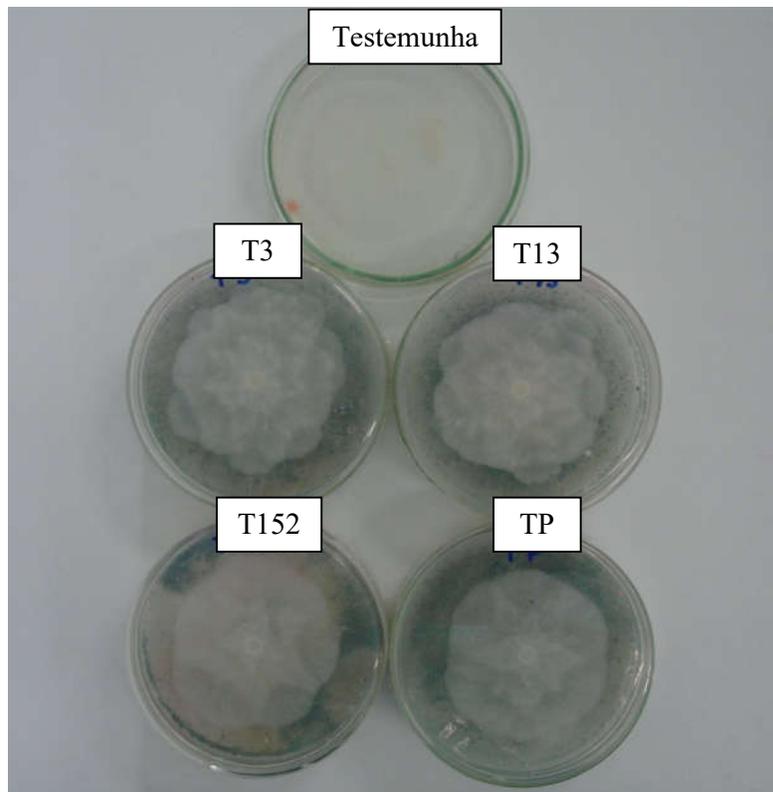


Figura 10. Teste “in vitro” da produção de metabólitos voláteis de *Trichoderma* a *P. palmivora*.

2.2.3 - Hiperparasitismo

Todos os isolados de *Trichoderma* apresentaram capacidade de hiperparasitar *P. palmivora*. Como mostra a Figura 11 os isolados apresentaram enrolamento de hifas, formação de apressórios, penetração das células hospedeiras e lise de hifas. Esses resultados estão de acordo com Alvim (2001), que estudou o efeito antagônico de *T. harzianum* e *T. koningii* sobre *P. nicotianae*; Amorim (1997) que verificou o hiperparasitismo de *T. harzianum* e *T. koningii* sobre *P. parasitica* e *P. citrophthora* e May (1994) que constatou o hiperparasitismo de cinco isolados de *Trichoderma* sobre hifas de *P. parasitica*.

Este resultado confirma as observações já realizadas por Broadbent & Baker (1974); Brassier (1975a) e Malajczuk & Theodorou (1979) sobre a capacidade hiperparasitária de isolados de *Trichoderma* sobre os mais variados fungos.

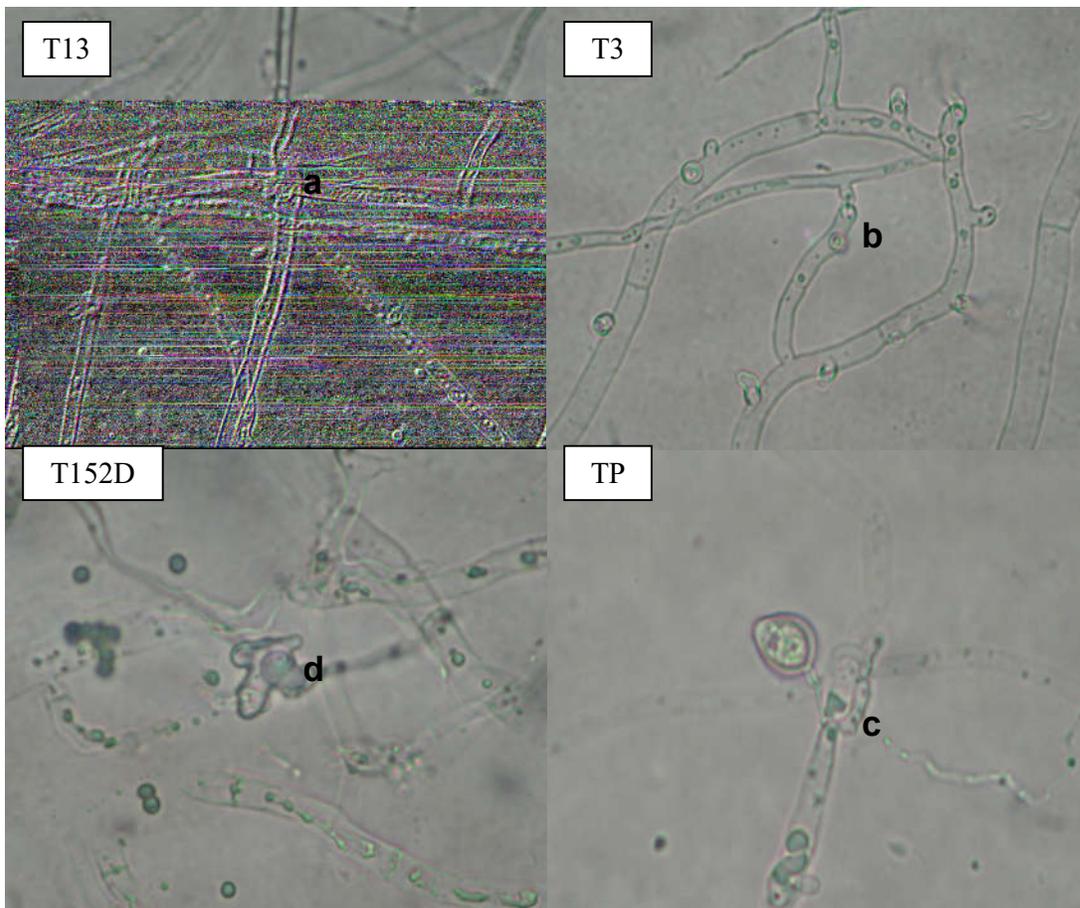


Figura 11. Hiperparasitismo de *Trichoderma* spp. sobre *Phytophthora palmivora*: a) enrolamento de hifas; b) apressórios; c) penetração de hifas; d) lise de hifas.

2.3 - Controle Biológico “in vivo”

De acordo com os dados apresentados na Figura 12 nenhum isolado de *Trichoderma* foi capaz de controlar a doença “in vivo” apresentando 100% de morte em todos os tratamentos, exceto o tratamento em que foi utilizado um fungicida como padrão de controle. Devaki *et al.* (1992) consideraram *T. harzianum* como ineficiente para reduzir *P. nicotianae* em fumo cultivado em solo natural. Kelley (1976), utilizando *T. harzianum* em grânulos, ou seja, mistura de *Trichoderma*, melão e argila, concluiu que além do mesmo não ser eficiente no controle de *P. cinnamomi* o uso de grânulos aumentou a doença.

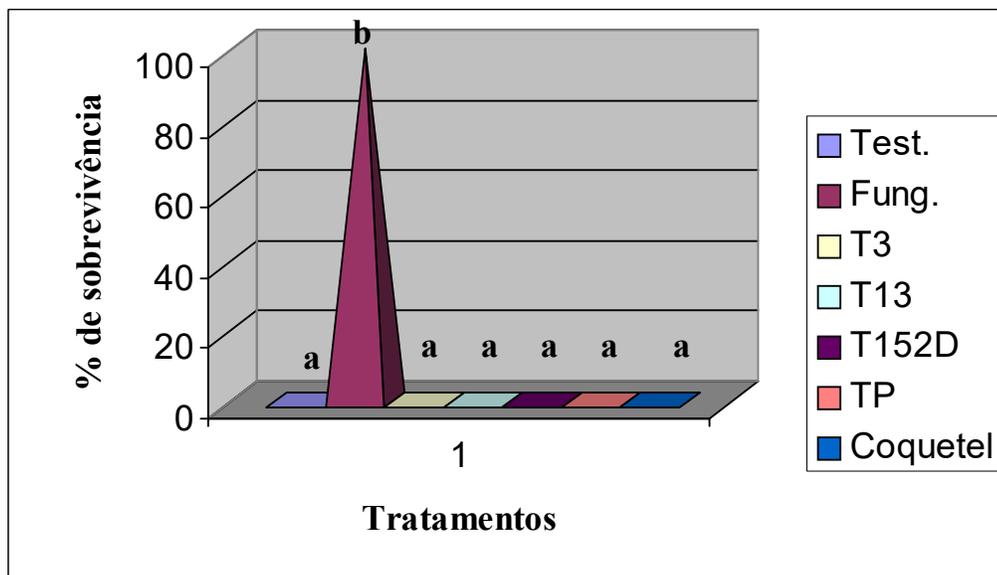


Figura 12. Percentagem de plântulas sobreviventes submetidas ao controle biológico com isolados de *Trichoderma* spp.

Possivelmente o insucesso do método utilizado no controle de *P. palmivora* ocorreu devido às diferentes condições não controladas no ensaio “in vivo”, e falhas na colonização radicular ou falhas na metodologia do tratamento (quantidade de inóculo, tempo de aplicação, forma e local de aplicação do antagonista). Segundo Mariano *et al.* (2005), o motivo de muitos organismos suprimirem doenças em condições controladas não sendo eficientes no campo pode ser explicado pela interação do agente de biocontrole com a comunidade microbiana e outras características do habitat da raiz, como nutrição e microclima, as quais não são reproduzidas em laboratório.

Conforme Melo & Azevedo (2000) uma boa colonização radicular é um pré-requisito para o sucesso do controle biológico de fitopatógenos habitantes do solo. Melo & Azevedo (1998) ressaltam ainda, que muitas doenças de plantas são controladas em testes de laboratório, mas na prática, em geral, esses agentes de controle de doenças são limitados pelas intempéries do clima, pela extrema especificidade, por problemas com formulações, tempo, forma e local de aplicação, e persistência no solo.

Provavelmente, o tratamento de mudas de mamoeiro com uma suspensão de inóculo de antagonista ou com aplicação de maior quantidade de inóculo do antagonista no substrato, 24 ou 48 horas antes da infestação do substrato com o patógeno, resulte em uma melhor ação do antagonista. Santiago (2000) obteve o controle de 75 a 90% da

incidência do mal do Panamá (*F. oxysporum* f.sp. *cubense*) ao tratar discos de rizoma de bananeira com uma suspensão de inóculo de isolados de *T. koningii* e *T. harzianum*.

Pesquisas visando obter metodologias para o controle biológico de *P. palmivora* necessitam ser incrementadas, tais como: tratamento de mudas com suspensão de inóculo do antagonista, quantificação de inóculo para o tratamento de substrato na produção de mudas, seleção do local e tempo de aplicação de inóculo, seleção de substrato para produção do inóculo de antagonistas, dentre outras.

A Figura 13 ilustra a ineficiência de isolados de *Trichoderma* “in vivo” utilizados de forma isolada e através de um coquetel composto dos 4 isolados de *Trichoderma* spp.

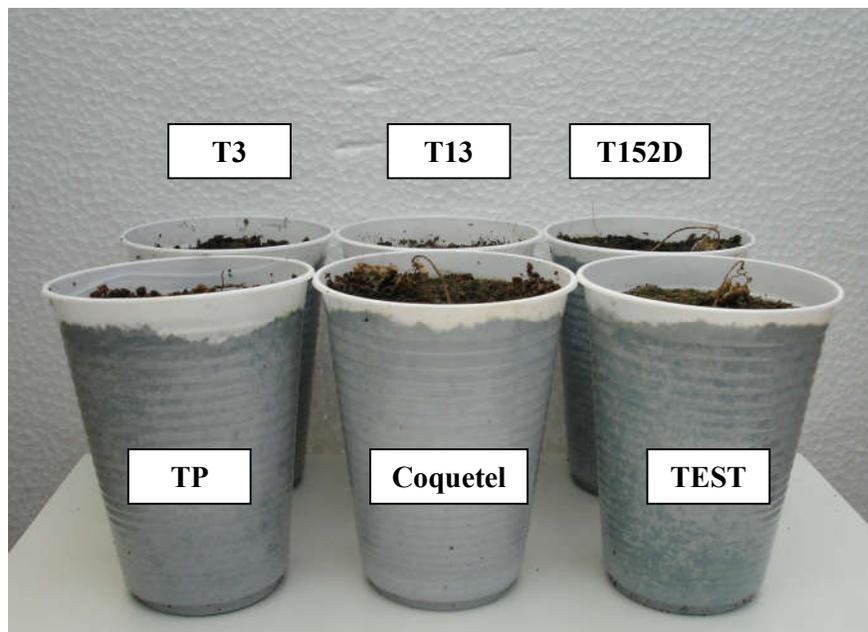


Figura 13. Controle “in vivo” de isolados de *Trichoderma* spp. à *P. palmivora*

3 - Controle Físico - Solarização do substrato

Os resultados apresentados na Figura 14 mostram que o tratamento de solarização do substrato infestado aumentou significativamente a sobrevivência das plântulas de mamoeiro, quando comparadas à testemunha. No que se refere aos tratamentos não houve diferenças significativas entre os períodos de exposição solar (24, 48 e 72 horas), no entanto, as diferenças ocorreram entre os diâmetros dos

coletores (10 e 15cm). O diâmetro de 15cm mostrou-se mais eficiente no controle de *P. palmivora* do que o diâmetro de 10cm, provavelmente devido às temperaturas atingidas nos coletores solares que foram em média de 53 e 47°C, respectivamente. Talvez essas diferenças tenham ocorrido devido às condições climáticas no período do experimento, já que ocorreram chuvas dias antes do mesmo.

Os resultados mostraram que a porcentagem de plântulas sobreviventes tratados por 24 e 48 horas em coletores com 15cm de diâmetro foi de 75 e 87 %, enquanto o diâmetro de 10cm foi de 43 e 31%, respectivamente. Segundo May-de Mio *et al.* (2002), períodos de 24 e 48 horas de solarização em coletor solar foram suficientes para eliminar totalmente *P. parasitica* do solo infestado (27 a 85 esporângios/g de solo) para as condições climáticas do Estado de São Paulo, onde a temperatura atingida no interior dos coletores solares foi acima de 60°C. No presente estudo a eliminação do patógeno do substrato não foi total, possivelmente devido às diferenças nas condições climáticas já que as temperaturas atingidas nos períodos de 24 e 48h foram de 54,1 e 54,3°C (Figura 15), respectivamente.

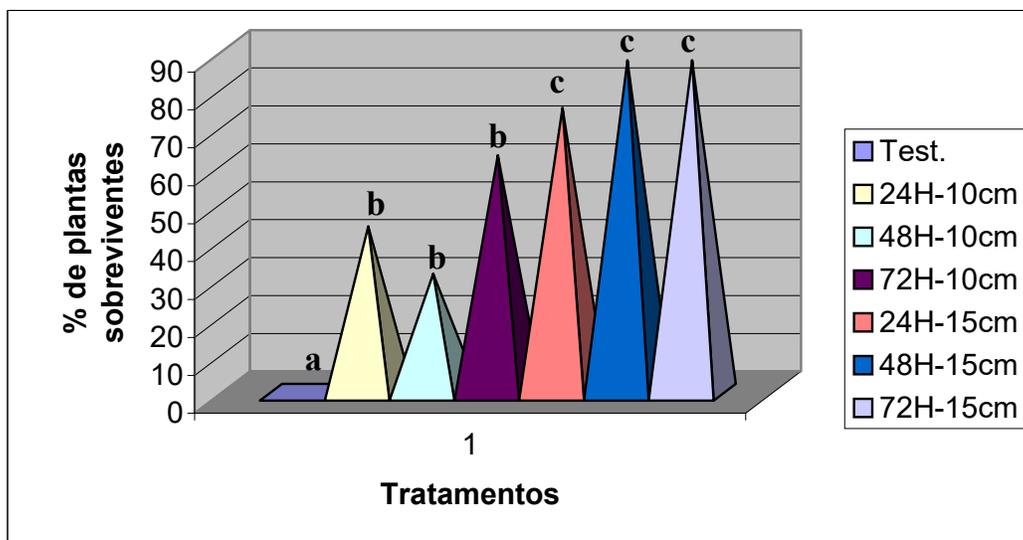


Figura 14. Solarização do substrato - porcentagem de plantas sobreviventes.

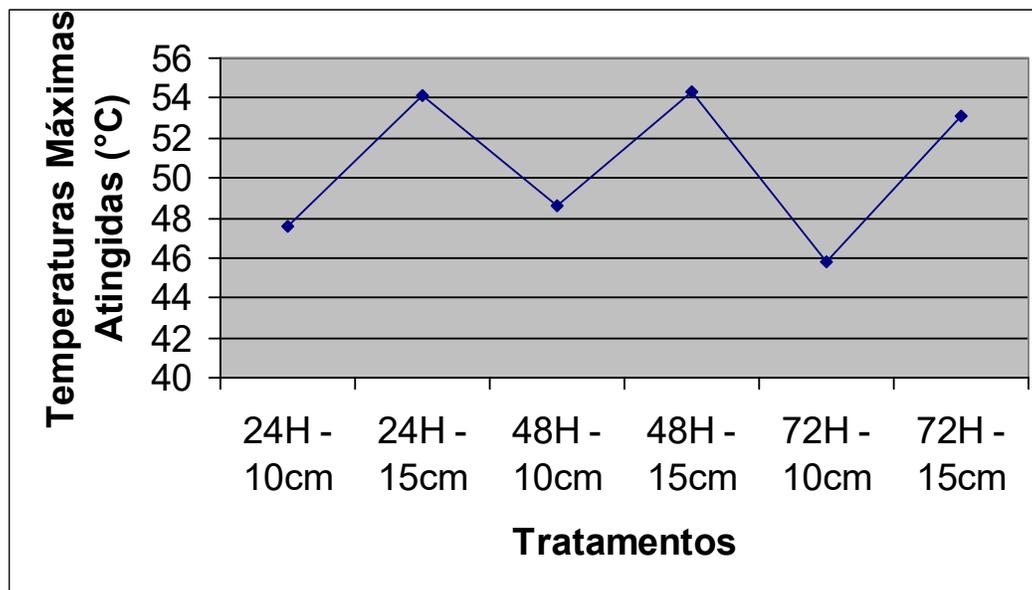


Figura 15. Temperaturas máximas atingidas (°C) no substrato - tratamento de solarização.

Segundo Katan (1983) o principal mecanismo de controle em solo solarizado é o físico, isto é, a inativação térmica causada por temperaturas letais aos patógenos. Durante a solarização, as temperaturas atingidas permitem a sobrevivência de alguns grupos de microrganismos. De um modo geral, os microrganismos parasitas de plantas são eliminados por temperaturas inferiores àquelas necessárias para controlar os saprófitas, dentre eles muitos antagonistas. Os parasitas possuem sistemas enzimáticos mais especializados do que os saprófitas, os quais colonizam uma maior gama de substratos. Sendo a desnaturação de enzimas um dos possíveis mecanismos de ação das altas temperaturas, os saprófitas apresentam maior termotolerância do que os patógenos (Baker, 1962 b).

Um fator que contribui para a erradicação do patógeno é a manutenção, por um período prolongado, de temperaturas subletais que ativam mecanismos biológicos em solos solarizados (Katan, 1980), com o enfraquecimento do patógeno (Phillips, 1990), devido a supressividade (Greenberger *et al.*, 1987) e à competição (Lifshitz *et al.*, 1983).

Matheron & Porchas (1996), estudando a colonização de raízes de citros por *P. citrophthora* e *P. parasitica* em flutuações diárias de temperaturas entre os níveis favoráveis e inibitórios, afirmaram que, dependendo do período de exposição à

temperatura limite, ocorre redução no grau de colonização das radículas devido ao atraso na taxa de formação do esporângio e produção de zoósporos.

No que se refere à altura das plântulas a Figura 16 mostra que houve um aumento significativo da altura das mesmas nos tratamentos em que se verificou um maior percentual de sobrevivência, ou seja, nos períodos de 24, 48 e 72h com diâmetro de 15cm, no entanto, não foi observado diferença significativa no tratamento submetido a 72h em coletores de 10cm de diâmetro.

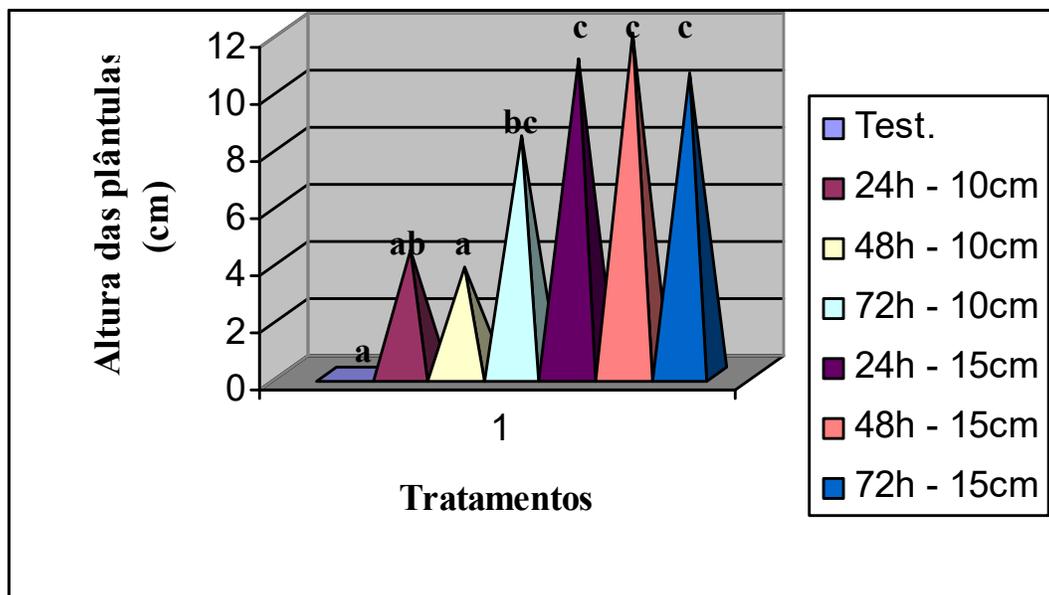


Figura 16. Alturas médias das plântulas de mamoeiro com substrato submetido à solarização.

Segundo Ghini & Bettiol (2005) um maior crescimento de plantas é freqüentemente observado nos solos solarizados, assim como uma maior produtividade. Esse efeito, que pode ocorrer mesmo na ausência de patógenos, se deve a diversos processos desenvolvidos durante a solarização, que envolvem mudanças nos componentes bióticos e abióticos do solo, tais como, controle de pragas ou patógenos primários e/ou secundários, alteração da comunidade microbiana do solo, inativação térmica de plantas invasoras e liberação de nutrientes no solo, como, por exemplo, nitrogênio (nas formas de amônia e nitrato), cálcio e magnésio, devido à morte e decomposição de parte da microbiota. Essas alterações, além de outras, como mudança na composição gasosa do solo, liberação de substâncias voláteis, melhoria da estrutura

do solo e penetração profunda da umidade, constituem um processo integrado que altera o ambiente do solo, resultando em maior crescimento e produção de plantas.

Resultados como este confirmam a eficiência do coletor solar desenvolvido por Ghini & Bettiol (1991) no controle de microrganismos fitopatogênicos encontrados no solo.

A Figura 17 ilustra o ensaio de solarização do substrato através da sobrevivência de plântulas de mamoeiro.

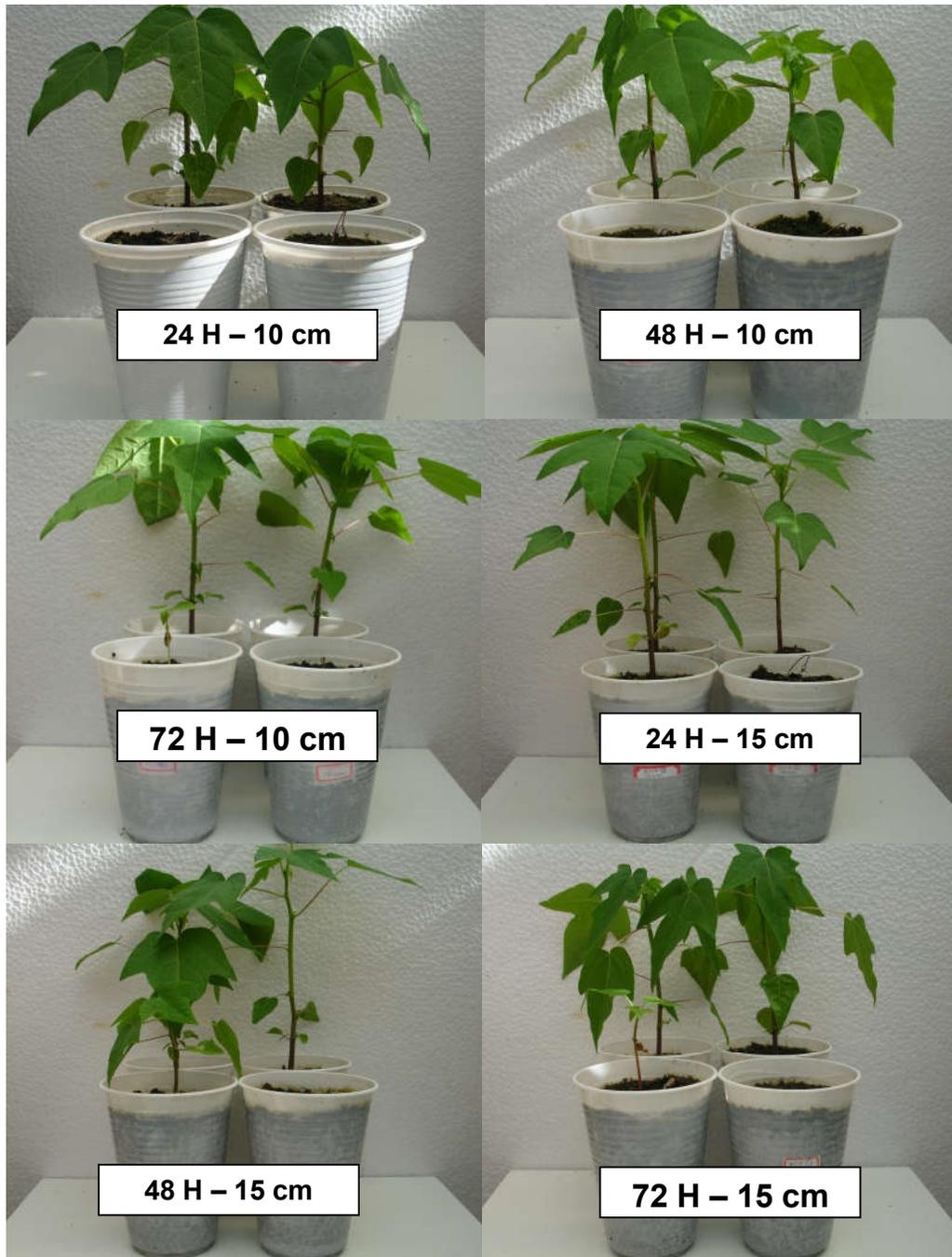


Figura 17. Solarização do substrato infestado com *Phytophthora palmivora*.

4 - Controle químico

4.1- Controle químico “in vitro”

Analisando-se os resultados do efeito de fungicidas sobre *P. palmivora*, verificou-se que oxiclóreto de cobre, mancozeb e metalaxyl + mancozeb inibiram completamente o crescimento micelial do patógeno nas três doses testadas, ou seja, o crescimento micelial do patógeno foi de 0 cm, correspondente à uma taxa de redução de crescimento de 100%. Já o fungicida carbendazim não inibiu o crescimento micelial sendo semelhante à testemunha, com um crescimento de 8,5cm e uma taxa de redução de crescimento de 0%. Este último resultado já era esperado porque o modo de ação deste produto é através da indução de resistência. Os produtos classificados como ativadores de plantas não são considerados como “cidas”, pois não apresentam toxicidade direta aos patógenos, mas sim atuam na ativação dos complexos mecanismos de resistência (Sales Jr. *et al.*, 2005).

Por outro lado, conforme os dados apresentados na Tabela 4, o fungicida tiofanato metílico apresentou diferenças estatísticas com relação à testemunha, porém, não houve diferenças entre as três doses testadas.

Tabela 4. Crescimento micelial e redução de crescimento de *P. palmivora* em presença do fungicida tiofanato metílico nas 3 doses testadas.

Tratamento	Crescimento micelial (cm)	Redução do crescimento (%)
Testemunha	8,5	0 a*
6 g/L	1,31	84,5% b
7 g/L	0,7	91,7% b
8 g/L	0,87	89,7% b

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A eficiência observada em relação ao tiofanato metílico confirma a eficácia dos fungicidas pertencentes aos benzimidazóis no controle de *Phytophthora* spp. O carbendazim, embora esteja incluído no mesmo grupo químico, comparativamente mostrou-se ineficiente, indicando diferenças dentro de um mesmo grupo químico. Fato este já observado por Batista *et al.* (2002) ao verificarem a incapacidade do fungicida tiofanato metílico em inibir satisfatoriamente o crescimento de dois isolados de *Fusarium oxysporum* f.sp. *passiflorae* “in vitro”.

Com relação aos fungicidas metalaxyl e mancozeb, os resultados encontrados por Silva (2003), ao estudar o controle “in vitro” de *P. nicotianae*, corroboram com os resultados desse trabalho. O referido autor concluiu que os produtos metalaxyl e mancozeb apresentaram-se como os mais eficientes inibidores do crescimento micelial do patógeno, seguidos do oxiclreto de cobre.

4.2 - Controle químico “in vivo”

Com relação aos dados do experimento de controle químico “in vivo”, observa-se na Figura 18, que os cinco fungicidas testados (oxiclreto de cobre, mancozeb, metalaxyl + mancozeb, tiofanato metílico e carbendazim – na dosagem recomendada pelo fabricante) apresentaram diferenças estatísticas em relação à testemunha, no entanto, não diferiram entre si.

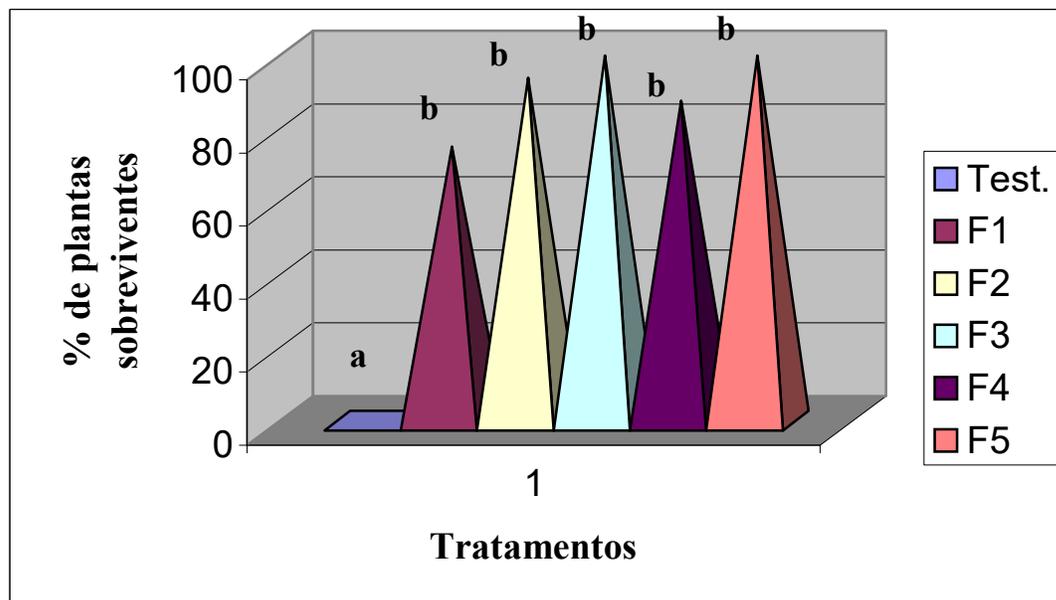


Figura 18. Percentagem de plântulas de mamoeiro cv. Sunrise solo sobreviventes, submetidas ao tratamento químico.

Trabalhos de pesquisa têm destacado a eficácia de controle de alguns fitopatógenos, utilizando fungicidas como: metalaxyl e suas misturas com mancozeb (Cohen *et al.*, 1979; Paulus *et al.*, 1983; Tófoli & Oliveira, 1998, Tófoli *et al.*, 2000).

May & Kimati (2000) avaliando a recuperação de *Phytophthora parasitica*, em experimento de controle químico, observaram que os tratamentos contendo metalaxyl reduziram o inóculo do patógeno logo após a retirada das mudas de citros aos três meses do transplântio, e depois de três meses após o experimento, quando foi realizada nova tentativa de recuperação do patógeno. No entanto, os mesmos autores afirmam que a utilização do metalaxyl em viveiro é muito arriscada, independentemente do tipo de ação do produto, por isso não deve ser recomendado. Segundo Sandler *et al.* (1989), o metalaxyl age matando diretamente o patógeno e reduzindo o número de propágulos por unidade de volume do solo. Por se tratar de um produto altamente vulnerável ao surgimento de populações resistentes do patógeno, o metalaxyl é geralmente formulado junto com um fungicida protetor como o mancozeb, uma vez que a presença de zinco em sua formulação diminui a fitotoxicidade sendo indicado no controle de doenças de hortaliças e frutíferas em geral (Kimati, 1997).

Neste trabalho, a combinação entre fungicidas sistêmicos e protetores, comprovou a eficácia da mistura metalaxyl e mancozeb no controle deste grupo de patógenos, mostrando-se coerente com os resultados obtidos por Fischer (2003) que, ao

utilizar metalaxyl + mancozeb reduziu a incidência de *P. parasitica* em citros quando comparados à testemunha.

O bom resultado de mancozeb, quando utilizado de forma isolada, nesse experimento, possivelmente pode ser atribuído ao efeito do zinco sobre a nutrição da planta. Silva (2003), também obteve bons resultados (60,12% de plantas sobreviventes) no controle de *P. nicotianae* ao tratar as mudas de fumo com mancozeb (100 mg L⁻¹).

O oxiclureto de cobre pertence a um grupo de fungicidas com largo espectro de ação antifúngica, antibacteriana e de baixa toxidez aos animais e ao homem, por isso é amplamente utilizado na fruticultura (Kimati, 1997).

Quanto ao fungicida carbendazim, Oliveira *et al.* (1999) observaram que a 1 ppm este fungicida não propiciou a formação de estrutura de resistência em *Sclerotinia sclerotiorum*. Em outros patossistemas, carbendazim também tem apresentado diferenças significativas da testemunha (Pincinini & Fernandes (2000). O fungicida carbendazim apresenta a vantagem de ser um produto praticamente atóxico para abelhas e pouco tóxico para peixes. Já o tiofanato metílico apresenta, de uma maneira geral, baixa toxicidade a mamíferos (Picinini, 1994). No entanto, por serem fungicidas sistêmicos, do grupo benzimidazóis, podem induzir o aparecimento de estirpes de fitopatógenos resistentes, uma vez que são usados com elevada freqüência nos pomares do Brasil, por se mostrarem eficientes no controle de diversos patógenos.

A seleção de fitopatógenos resistentes, provocada pelo uso contínuo de um mesmo produto, é um dos mais importantes problemas do controle químico e a pressão de seleção exercida por um determinado fungicida é também um dos principais fatores manipuláveis em uma estratégia anti-resistência. Dessa forma, embora no Brasil não haja registros na literatura sobre a existência de estirpes de *P. palmivora* resistente, torna-se necessário que o uso desses fungicidas seja feito de forma adequada, levando-se sempre em consideração o uso de alternativas que minimizem o risco de resistência. A mistura e a alternância de fungicidas ou, em certos casos, o estabelecimento de seqüências complexas de aplicações são formas de racionalizar o uso de produtos e reduzir a pressão de seleção exercida por eles (Ghini & Kimati, 2002; Zambolim *et al.* 1997; Azevedo, 2003).

Ao se analisar o efeito de fungicidas sobre a altura das plântulas de mamoeiro, verifica-se que todos os fungicidas influenciaram no crescimento das mesmas, diferindo significativamente da testemunha, porém, não apresentaram diferenças estatísticas entre os tratamentos como mostra a Figura 19. Segundo Kimati (1997) o fungicida mancozeb,

além de boa ação contra doenças, apresenta efeito no crescimento em muitas culturas aumentado substancialmente a produção mesmo na ausência de doenças.

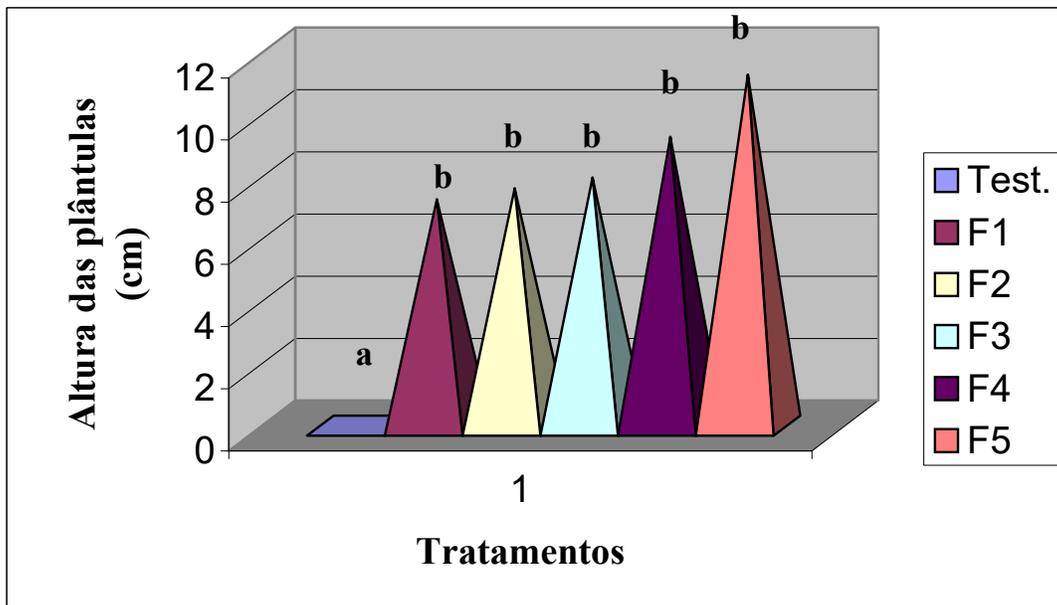


Figura 19. Altura média das plântulas de mamoeiro submetidas ao controle químico.

A Figura 20 ilustra o ensaio químico “in vivo” realizado em plântulas de mamoeiro.

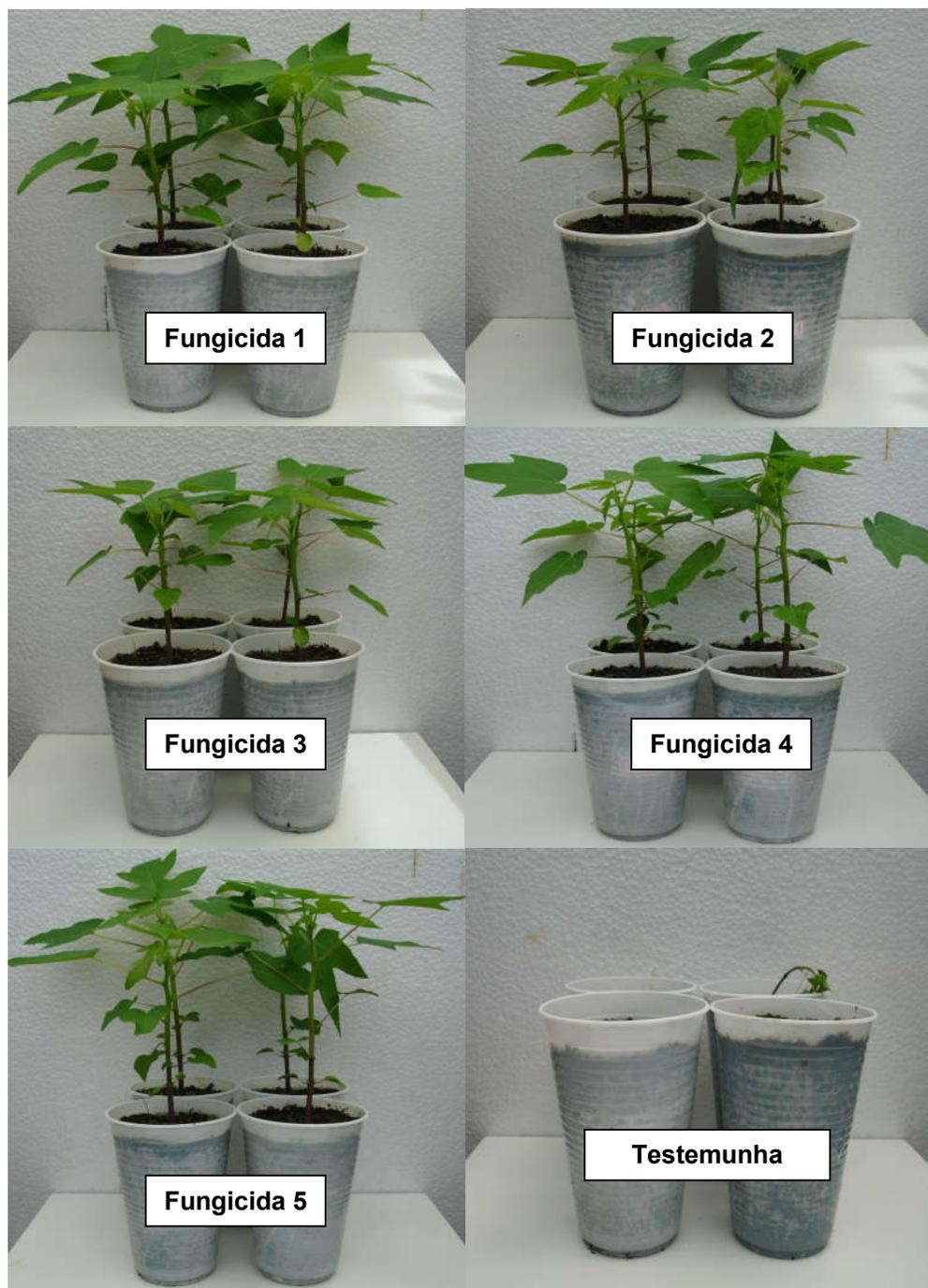


Figura 20. Controle químico “in vivo” de *Phytophthora palmivora* utilizando 5 fungicidas: (1) oxiclreto de Cobre – 3g/L; (2) mancozeb – 3g/L; (3) metalaxyl + mancozeb – 3,5g/L; (4) tiofanato metílico – 7g/L; (5) carbendazim – 1mL/L.

De uma maneira geral o uso de fungicidas deve ser feito dentro de programas de manejo, visando sempre a conservação do meio ambiente e uma melhor qualidade de vida, tanto dos consumidores como dos trabalhadores que manuseiam tais produtos. Além disso, o uso de fungicidas deve ser otimizado com base no conhecimento potencial de cada produto.

Experimentos visando o fracionamento e a mistura de fungicida, assim como melhoria na metodologia de aplicação de microrganismos antagonistas, precisam ser realizados, de forma a constituir-se em alternativa eficaz para o controle da doença e em estratégia tecnicamente correta no manejo da resistência do fitopatógeno.

Embora alguns experimentos devam ser repetidos para uma maior precisão dos resultados Os dados gerados nesse trabalho servem de base para o estabelecimento de um programa de controle integrado de *P. palmivora* em mamoeiro.

REFERÊNCIAS

ADAMS, P.B. The potencial of mycoparasites for biological control of plant diseases. **Ann. Rev. Phytopathol.**, v.28, p.59-72, 1990.

AGRIANUAL. 2003: **Anuário da agricultura brasileira**. São Paulo: FNP Consultoria & Comércio, 2004. 544p.

ALVAREZ, A.M.; NELSON, M.O. Control of *Phytophthora palmivora* in papaya orchards with weekley sprays of chlorothalonil. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 87, p. 37-39, 1982.

ALVIM, F. A. Controle de *Phytophthora nicotianae* Toker em mudas de fumo (*Nicotiana tabacum*). 2001, 41f. **Trabalho de conclusão de curso (TCC)** – Universidade Federal de Alagoas, Maceió.

AMORIM, E.P.R. Controle biológico de *Phytophthora nicotianae* var. parasitica Dastur e *Phytophthora citrophthora* (Smith & Smith) Leonian em plântulas de citros. Botucatu, 1997. 111f. **Tese (Doutorado)** – Universidade Estadual Paulista.

AZEVEDO, L.A.S. **Fungicidas protetores: fundamentos para o uso racional**. Campinas: EMOPI Editora e Gráfica, 2003. 319p.

BAKER, K.F. Thermoherapy of planting material. **Phytopathology**, St. Paul, v. 52, p. 1244-1255, 1962b.

BAKER, K.F.; COOK, R.J. **Biological control of plant pathogens**. San Francisco: W. Freeman, 1974. 433p.

BELL, D.K.; WILLS, H.D.; MARKHAM, C.R. In vitro antagonist of *Trichoderma* species against six fungal plant pathogens. **Phytopathology**, St. Paul, v.72, p. 379-382, 1982.

BETTIOL, W.; GHINI, R. Controle físico de doenças e de plantas invasoras. In: CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W.. (Org.). **Métodos Alternativos de controle fitossanitário**. Jaguariúna, 2003, p. 165-189.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

BETTIOL, W. (Org) **Controle Biológico de Doenças de Plantas**. Jaguariúna. Embrapa Meio Ambiente. Doc. 15. 1991. 388p.

BRASSIER, C.M. Stimulation of six organ formation of *Phytophthora* for antagonistic species of *Trichoderma*. I. The effect in vitro. **New Phytologist**, London, v. 74, p. 183-94, 1975 a.

BRASSIER, C.M. Stimulation of six organ formation of *Phytophthora* for antagonistic species of *Trichoderma*. II. Ecological implication. **New Phytologist**, London, v. 74, p.195-8, 1975 b.

BROADBENT, P., BAKER, K.F. Associations of bacteria with sporangium formation and breakdown of sporangia in *Phytophthora* spp. **Australian Journal of Agricultural Research**, Sidney, v.25, p.139-45, 1974.

CERQUEIRA, A.O.; LUZ, E.D.M.N.; ROCHA, C.S.S. Caracterização morfológica e biométrica de alguns isolados de *Phytophthora* spp. da micoteca do Centro de Pesquisas do Cacau. Brasília, **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 2, p. 114-119, 1999.

CHET, I. *Trichoderma* – application, mode of action, and potential as a biocontrol agent of soilborne plant pathogenic fungi. In: CHET, I., **Innovative approaches to plant disease contro**, New York: John Wiley, p.137-160, 1987.

COELHO, L.; MITCHELL, D.J.; CHELLEMI, D.O. Thermal inactivation of *Phytophthora nicotianae*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 90, p. 1089-1097, 2000.

COFFEY, M.D.; BOWER, L.A. In vitro variability among isolates of six *Phytophthora* species in response to metalaxyl. **Phytopathology**, St. Paul, v. 74, n. 4, p. 502-6, 1984.

COOK, R.J.; BAKER, K.F. **The Nature and Practice of Biological Controle of Plant Pathogens**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1983. 539p.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

COHEN, Y.; REUVENI, M.; EYAL, H. The systemic antifungal activity of ridomil against *Phytophthora infestans* on tomato plants. **Phytopathology**, St. Paul, v.69, p.545-649, 1979.

CRUZ, J.C.S. *et al.* Aspectos microbiológicos do solo e a técnica de solarização. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, n. 1, p. 74-81, 2005.

DENNIS, C.R.; WEBSTER, J. Antagonistic properties of species-group of *Trichoderma*. I. Production of non-volatile antibiotics. **Trans. Brit. Mycol. Soc.**, New York, v.57, p. 25-39, 1971a.

DEVAKI, N.S. *et al.* Antagonistic activities of *Trichoderma harzianum* against *Pythium aphanidermatum* and *Pythium myriotylum* on tobacco. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.136, n.1, p.82-87, 1992.

DEVAY, J.E.; STAPLETON, J.J.; ELMORE, C.L. **Soil Solarization**. Eds. Plant Prod. Prot. Rome. FAO. 1991. 109p.

ERWIN, D.C.; RIBEIRO, O.K. **Phytophthora diseases worldwide**. St. Paul: APS Press, 1996.

FAO. 2005. **Statistical datas**. Disponível em: < <http://apps.fao.org/cgi-bin/nph-db.pl>>/Acesso em: 28/dez/2005.

FEICHTENBERGER, E. Doenças incitadas por *Phytophthora* em citros. In: Luz, E.D.M.N., Santos, A.F., Matsuoka, K.; Bezerra, J.L. (Eds.). **Doenças causadas por Phytophthora no Brasil**. Campinas. Livraria Rural. 2001. p. 283-342.

FERRIN, D.M.; KABASHIMA, J.N. *In vitro* insensitivity to metalaxyl of isolates of *Phytophthora citricola* and *P. parasitica* from ornamental hosts in southern California. **Plant Disease**, St. Paul, v. 75, p.1041-1044, 1991.

FISCHER, I. H. Seleção de plantas resistentes e de fungicidas para o controle da "morte prematura" do maracujazeiro, causada por *Nectria haematococca* e *Phytophthora*

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

parasítica. 2003, 60 f. **Dissertação (Mestrado)**. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

GHINI, R. A solar collector for soil disinfestations. **Nethrland Journal of Plant Pathology** v. 99, p. 45-50, 1993.

GHINI, R.; BETTIOL, W. Controle físico de doenças radiculares. In: MICHEREFF, S.J.; ANDRADE, D.E.G.T.; MENEZES, M. **Ecologia e Manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. UFRPE. Recife, 2005. 388p.

GHINI, R.; BETTIOL, W. Controle Físico. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds.) **Manual de Fitopatologia: Princípios e conceitos**, 3.ed. São Paulo. Agronômica Ceres. 1995. v.1, p. 786-803.

GHINI, R.; BETTIOL, W. Coletor solar para desinfestação de substratos. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v.17, p. 281-286, 1991.

GHINI, R. **Desinfestação do solo com o uso da energia solar: solarização e coletor solar**. Jaguariúna. Centro Nacional de Pesquisa Agropecuária/Embrapa, 1997. 29 p.

GHINI, R.; INOMOTO, M.M.; SATTO, E.R. Coletor solar no controle de *Meloidogyne arenaria* em substratos para produção de mudas. **Fitopatologia Brasileira**. Brasília, v. 23, p. 65-67, 1998.

GHINI, R. *et al.* Control of *Phytophthora* spp. and economic evaluation of a solar collector for substrate disinfection. **Fitopatologia Venezuelana**, Maracay, v. 13, p. 11-14. 2000.

GHINI, R.; NAKAMURA, D. . Seleção de antagonistas e nutrientes que induzem supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* em microcosmo e "in vitro". **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v. 27, n. 3, p. 318-322, 2001.

GHINI, R.; KIMATI, H. **Resistência de fungos a fungicidas**. 2.ed. Jaguariúna: EMBRAPA Meio Ambiente, 2002. 78 p.

GREENBERGER, A.; KATAN, J.; YOGEN, A. Induced suppressiveness. In: solarized soil. *Phytopathology*, St. Paul, v. 77, p. 1663-1667, 1987.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

HADAR, Y.; CHET, I.; HENIS, Y. Biological control of *Rhizoctonia solani* damping-off with wheat-bean culture of *Trichoderma harzianum*. **Phytopathology**, St Paul, v. 69, p. 64-8, 1979.

HOMECHIN, M. **Potencial e emprego de isolados brasileiros de *Trichoderma harzianum* Rifai, para controle de patógenos de soja (*Glycine Max* L. Merrill.)**, 1987, 187 f. Tese (Doutorado). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

HOMECHIN, M. Controle biológico de patógenos do solo. In: BETTIOL, W. (Coord.) **Controle Biológico de Doenças de Plantas**. Jaquariúna: EMBRAPA/ CNPMA, p. 7-24, 1991.

IBGE, **SIDRA 2005**. Sistema IBGE de recuperação automática. Rio de Janeiro. Disponível em < <http://www.ibge.gov.br/> > , acesso em: 28/dez/ 2005.

JUAREZ-PALACIOS, C. *et al.* Thermal sensivity of three species of *Phytophthora* and the effect of soil solarization on their survival. **Plant Disease, St. Paul**, v. 75, p. 1160-1164, 1991.

KAERUANG, W., SIVASITHAMPARAM, K.; HARDY, G.E. Effect of solarization of soil within plastic bags on root of Gerbera (*Gerbera jamesonii* L.). **Plant and Soil**, v. 120, p. 303-306, 1989.

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

KATAN, J. Solar pasteurization of soils for disease control: status and prospects. **Plant Disease**, St. Paul, v. 64, n. 5, 1980. p. 450-454.

KATAN, J. Solar disinfections of soils. In: **International Congress of Plant Pathology**, 4, Melbourne, 1983. p. 274-278.

KATAN, J.; DEVAY, J.E. **Soil Solarization**, Boca Raton. CRC Press. 1991.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

KELLEY, W.D. Evaluation of *Trichoderma harzianum* impregnated clay granules as a biocontrol for *Phytophthora cinnamomi* causing damping-off of Pine seedlings. **Phytopathology**, St. Paul, v. 66, p. 1023-1027, 1976.

KELLEY, W.D. Interactions of *Phytophthora cinnamomi* and *Trichoderma* spp. In relation to propagules production in soil cultures at 26°C. **Canadian Journal of Microbiology**, Saskatoon, v. 23, p. 288-94, 1977.

KIMATI, H. Controle Químico. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds.). **Manual de Fitopatologia**. São Paulo: Ceres, v. 1, p. 761-785, 1995.

KIST, H.; MANICA, I. Mamoeiro: densidades de plantio. **Cadernos de Horticultura**. UFRGS, Porto Alegre, v.3, n.5., p.1-10, 1995.

LEWIS, J.A.; PAPAIVIZAS, G.C. Effect of the fumigant methan on *Trichoderma* spp. **Canadian Journal of Microbiology**, Saskatoon, v. 30, p. 739-45, 1984.

LIBERATO, J.R. *et al.* Ocorrência de podridão de *Phytophthora* em mamoeiro (*Carica papaya* L.) no estado do Espírito Santo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 18, p. 324. 1993.

LIFSHITZ, R. *et al.* The effect of sublethal heating on sclerotia of *Sclerotium rolfsii*. **Canadian Journal of Microbiology**, Saskatoon, v. 29, p. 1607-1610, 1983.

LUZ, E.D.M.N. *et al.* **Doenças causadas por *Phytophthora* no Brasil**. Ed. Rural Ltda. 2001. p. 413-432.

LUZ, E.D.M.N.; SILVA, S.D.V.M. Podridão-parda dos frutos, cancro e outras doenças causadas por *Phytophthora* no cacauzeiro. In: LUZ, E.D.M.N.; SANTOS, A.F.; MATSUOKA, K.; BEZERRA, J.L. **Doenças causadas por *Phytophthora* no Brasil**. Ed. Rural Ltda. 2001. p. 413-432.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

MALAJCZUK, N.; THEODOROU, C. Influence of water potencial on growth and cultural characteristics of *Phytophthora cinnamomi*. **Transactions of the British Mycological Society**, New York, v. 72, p.15-18, 1979.

MALAJCZUK, N. Microbial antagonism to *Phytophthora*. In: ERWIN, D.C.; BARTNICKI-GARCIA, S.; TSAO, P.H. (Eds.). **Phytophthora, its biology, taxonomy, ecology and pathology**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1983. p. 197-218.

MANICA, I. **Fruticultura tropical 3 – Mamão**. São Paulo. Ed. Agronômica Ceres. 1982. p. 186-189.

MARIANO, R.L.R.; SILVEIRA, E.B.; GOMES, A.M.A. Controle Biológico de Doenças Radiculares. In: MICHEREFF, S.J.; ANDRADE, D.E.G.T.; MENEZES, M. **Ecologia e Manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. UFRPE. Recife, 2005. 388p.

MATHERON, M.E.; MATEJKA, J.C. Effect of tetrathiocarbamate, metalaxyl and fosetyl-Al on development and control of *Phytophthora* root rot of citrus. **Plant Disease**, St. Paul, v. 75, p. 264-8, 1991.

MATHERON, M.E.; PORCHAS, M. Colonization of Citrus roots by *Phytophthora citrophthora* e *P. parasitica* in daily soil temperature fluctuations between favorable and inhibitory levels. **Plant Disease**, St. Paul, v. 80, p. 1135-1140, 1996.

MAY - DE MIO, L.L.; GHINI, R.; KIMATI, H. Solarização para controle de *Phytophthora parasitica* em mudas de citros. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n.3, p. 254-258, 2002.

MAY, L.L. Controle biológico, físico e químico de *Phytophthora parasitica* Dastur em plântulas de citros. Piracicaba, 1994, 89 f. **Dissertação (Mestrado)** – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

MAY, L.L.; KIMATI, H. Controle de *Phytophthora parasitica* com fungicidas e efeito desses produtos no crescimento micelial de *Trichoderma*. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v. 26, p. 52-57, 2000.

MELO, I.S. Potencialidades de utilização de *Trichoderma* spp. no controle biológico de doenças de plantas. In: BETTIOL, W. (Org) **Controle Biológico de Doenças de Plantas**. Jaguariúna. Embrapa Meio Ambiente. 1991.

MELO, I.S. Agentes microbianos de controle de fungos fitopatogênicos. In: MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. (Eds.) **Controle Biológico**. Jaguariúna. Embrapa meio Ambiente. v..1, 1998. p. 17-67.

MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. (Eds.) **Controle Biológico de Doenças de Plantas**. Jaguariúna. Embrapa meio Ambiente. v.1, 1998. 262p.

MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. (Eds.) **Controle Biológico de Doenças de Plantas**. Jaguariúna. Embrapa meio Ambiente. v.2, 2000, 308p.

MICHEREFF, S.J.; ANDRADE, D.E.G.T.; PERUCH, L.A.M.; MENEZES, M. Importância dos patógenos e das doenças radiculares em solos tropicais. In: MICHEREFF, S.J.; ANDRADE, D.E.G.T.; MENEZES, M. **Ecologia e Manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. UFRPE. Recife, p. 1-18, 2005.

OLIVEIRA, A.A.R.; SANTOS FILHO, H.P. Doenças In: RITZINGER, C.H.S.P.; SOUZA, J.S. **Mamão Fitossanidade**. EMBRAPA. Brasília, 2000. p. 37 – 46.

OLIVEIRA, A.M.G.; CALDAS, R.C. Produção do mamoeiro em função de adubação com nitrogênio fósforo e potássio. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 26, n.1, 2004. p. 160-163.

OLIVEIRA, S.H.F.; KIMATI, H.; TOFOLI, J.G. Ação diferencial de fungicidas no ciclo de vida de *Sclerotinia sclerotiorum* do feijoeiro. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.25, p.256-261, 1999.

PAPAVIZAS, G.C. *Trichoderma* and *Gliocladium*: Biology and potential for biocontrol. **Annual Review of Phytopathology**. Palo Alto, v. 23, p.23-54, 1985.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

PAULUS, A.O.; NELSON, J.; OTTO, H.W.; KOBAYASHI, R. Fungicides for late blight. **California Agriculture**, v. 37, p. 8-9, 1983.

PHILLIPS, A.J.L. The effects of soil solarization on sclerotial populations of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Pathology**, St. Paul, v. 39, p. 38-43, 1990.

PICININI, E.C. & FERNANDES, J.M.C. Controle das doenças de trigo In: Cunha, G.R & Bacaltchuk, B. Org. **Tecnologia para produzir trigo no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: Assembléia Legislativa. Comissão de Agricultura, Pecuária e Cooperativismo/Passo Fundo: Embrapa Trigo, Série Culturas, nº2. 2000.

PICININI, E.C. Fungicidas Benzimidazoles. IN: LUZ, W.C.; FERNANDES, J.M.; PRESTES, A.M.; PICININI, E.C. **Revisão Annual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v.2, p. 357-409. 1994.

PINKERTON, J.N. *et al.* Effects of soil solarization and cover crops on populations of selected soilborne plant pathogens in western Oregon. **Plant Disease**, St. Paul, v. 84, p. 952-960, 2000.

REEVES, R.J.; JACKSON, R.M. Behavior of *Phytophthora cinnamomi* Rands, in different soils and water regimes. **Soil Biology and Biochemistry**, v.7, 1975. p. 19-24.

REIS, A. *et al.* *Phytophthora palmivora*, agente da podridão de raiz e frutos de mamão em Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 4, 1997.

RESNIK, F.C.Z.; VALE, F.X.R.; CAMPÊLO, A.M.F.L. Patogenicidade de alguns isolados de *Phytophthora* sobre diferentes hospedeiros. Itabuna, **Revista Theobroma**, v. 10, n. 2, p. 91-97, 1980.

REZENDE, J.A.M.; FANCELLI, M.I. Doenças do mamoeiro (*Carica papaya* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A.; REZENDE, J.A.M. **Manual de Fitopatologia**. vol. 2: Doenças das plantas cultivadas. 3ªed. Ed. Ceres. São Paulo, 1997. p. 486-496.

CARNAÚBA, J.P. 2006. Controle Biológico, Físico e Químico de *Phytophthora palmivora* ...

RIBEIRO, W.R.C. Oomycota: por quê não incluí-los mais no Reino Fungi? Brasília, **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22 (supl.), p. 227-228, 1997.

RITZINGER, C.H.S.P.; SOUZA, J.S. Fitossanidade na exportação do mamão. IN: RITZINGER, C.H.S.P.; SOUZA, J.S. **Mamão Fitossanidade**. EMBRAPA. Brasília, 2000. p. 37 – 46.

SALES JR., R. *et al.* Controle químico de doenças radiculares. In: MICHEREFF, S.J.; ANDRADE, D.E.G.T.; MENEZES, M. Ecologia e Manejo de patógenos radiculares em solos tropicais. UFRPE. Recife, 2005. 388p.

SANDLER, H.A., TIMMER, L.W.; GRAHAM, J.H. Timing so application of metalaxyl and fosetyl-aluminium for control of *Phytophthora* foot rot. **Proc. Flor. St. Hort. Soc.**, v.99, p. 57-91, 1986.

SANDLER, H.A. *et al.* Effect of fungicide applications on populations of *Phytophthora parasitica* and on feeder root densities and fruit yields of citrus trees. **Plant Disease**, St Paul, v. 73, n.11, p. 902-906, 1989.

SANTIAGO, B.A.G.F. Ação Antagônica de *Trichoderma* spp. e Rizobactérias sobre *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*. 2002, 22 f. **Trabalho de conclusão de curso (TCC)** – UFAL. Maceió.

SHEA, S.R.; BROADBENT, P. Developments in cultural and biological controle of *Phytophthora* diseases. In: ERWIN, D.C. (Coord.). **Phytophthora, its biology, taxonomy, ecology and pathology**. St. Paul: The American Phytopathogenic Prokaryotes. New York: Academic Press, 1983. p. 187-223.

SHEW, H.D. Black shank. In: SHEW, H.D.; LUCAS, G.B. (Eds.) **Compendium of tobacco diseases**. St. Paul: APS Press, 1991. p.17-20.

SILVA, D.A. Controle integrado de *Phytophthora nicotianae* em mudas de fumo (*Nicotiana tabacum* L.) Rio Largo, 2003. 88 f. **Dissertação (Mestrado)** – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo.

SILVA, G.S. Podridão das raízes e dos frutos do mamoeiro. IN: LUZ, E.D.M.N.; SANTOS, A.F.; MATSUOKA, K.; BEZERRA, J.L. **Doenças causadas por *Phytophthora* no Brasil**. Ed. Rural Ltda. 2001. P. 413-432.

SILVA, M.B.; COSTA, H.; ZAMBOLIM, L. Controle químico da requeima do tomateiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 3, p. 566- 566, 2000.

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

TÖFOLI, J.G.; OLIVEIRA, S.H.F. Ação de famoxadone, famoxadone+cymoxanil e famoxadone+mancozeb no controle da requeima (*Phytophthora infestans*) e pinta preta (*Alternaria solani*) do tomateiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 23, supl., p. 287, 1998.

TÖFOLI, J.G.; DOMINGUES, R.J.; GARCIA JUNIOR, O. Desempenho de fungicidas no controle da requeima do tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Campinas, v. 18, supl., p. 350-351, 2000.

TRINDADE, D.R.; POLTRONIERI, L.S. *Phytophthora palmivora* causando podridão de frutos de mamoeiro no Pará. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n.4, 2002.

WANG, L.S. **Caracterização cultural, morfológica e patogenicidade de *Sclerotium rolfsii* Sacc, e seu biocontrole por *Trichoderma* spp. *in vitro* e *in vivo***. 1980, 139 f. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

WELLS, H.D. *Trichoderma* as a biocontrol agent. In: MUDERJI, K.G.; GARG, K.L., eds. **Biocontrol of plant diseases**, Boca Raton: CRC Press, v.1, p.71-82, 1988.

ZAMBOLIM, L.; VALE, F.X.R.; COSTA, H. **Controle integrado das doenças de hortaliças**. Visconde do Rio Branco: Suprema Gráfica e Editora, 1997. 122p.