

FLAVIA PAIVA COUTINHO

**FUNGOS ISOLADOS DA RIZOSFERA DE PLANTIOS DE MELÃO (*Cucumis
melo* L. cv. Gold Mine) ADUBADOS COM COMPOSTOS ORGÂNICOS,
DESTACANDO OS SOLUBILIZADORES DE FÓSFORO**

RECIFE

Agosto-2007

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA
PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS (NÍVEL MESTRADO)

FUNGOS ISOLADOS DA RIZOSFERA DE PLANTIOS DE MELÃO (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) ADUBADOS COM COMPOSTOS ORGÂNICOS, DESTACANDO OS SOLUBILIZADORES DE FÓSFORO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Orientadora: Dra. Maria Auxiliadora Queiroz Cavalcanti

Co-Orientadora: Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo

Coutinho, Flavia Paiva

Fungos isolados da rizosfera de plantios de melão (Cucumis melo L. ev. Gold Mine) adubados com compostos orgânicos, destacando os solubilizadores de fósforo./ Flavia Paiva Coutinho. – Recife: A Autora, 2007.

58 fls. .: il.

**Dissertação (Mestrado em Biologia de Fungos) – UFPE.
CCB**

1.Biologia de fungos 2.Taxonomia 3.Melão I.Título

582.28

CDU (2^a. Ed.)

UFPE

579

CDD (22^a. Ed.)

CCB – 2007 – 182

DEDICO

Àquele que esteve presente em todos os momentos, principalmente os difíceis, concedendo oportunidade do aprendizado, revelando seu poder e sua glória a cada instante da minha vida: **DEUS**.

Àqueles que sempre acreditaram em mim, sempre estiveram presentes em todos os momentos, que me deram a oportunidade de estar realizando mais um sonho, àqueles que eu amo muito, e que são a expressão perfeita do verdadeiro amor: **MEUS PAIS, Otávio e Dulce**.

À minha orientadora Prof^a. Dra. Maria Auxiliadora de Queiroz Cavalcanti, pela excelente orientação, dedicação, amizade, compreensão e incentivo, fundamentais para a realização desta dissertação.

À minha co-orientadora Prof^a. Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo, pelo apoio, críticas, sugestões e assistência para a realização deste trabalho.

AGRADEÇO

Ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, pelas facilidades concedidas, viabilizando a realização desta pesquisa.

Aos meus pais, pois sem este apoio eu nada seria.

Em especial às minhas orientadoras Maria Auxiliadora de Queiroz Cavalcanti e Adriana Mayumi Yano-Melo, pelo apoio, amizade e incentivo durante a elaboração desta pesquisa.

Às Profas. Maria José Fernandes e Débora Maria Massa Lima e ao amigo Eduardo Ricarte pela ajuda na identificação das espécies dos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium*.

Às companheiras do PPGBF, Josilene Malaquias, Michelline Silvério, Luciana Oliveira, Daniela Neto, pela amizade, ajuda, momentos de alegria e força durante toda a pesquisa.

Um agradecimento especial ao meu namorado, Leonardo Costa, companheiro constante em todos os momentos, dando ajuda e apoio para a realização desta dissertação.

À CAPES pela bolsa concedida ao longo deste período de estudos.

À Embrapa Semi-Árido pelo apoio na realização das coletas de amostras de solo e análises químicas e físicas.

Muitos nomes ainda deveriam estar incluídos aqui e, portanto, um agradecimento especial é dado a todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a concretização deste trabalho.

SUMÁRIO

Página

LISTA DE FIGURAS.....	1
LISTA DE TABELAS.....	2
RESUMO.....	3
ABSTRACT.....	4
INTRODUÇÃO.....	5
FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	6
1. A Cultura do melão.....	6
1.1. Aspectos socioeconômicos.....	7
1.2. A cultura do meloeiro no Vale do Submédio São Francisco.....	7
2. Diversidade de fungos do solo e da rizosfera no semi-árido.....	8
3. Nutrição e adubação na cultura do melão.....	10
4. Microrganismos solubilizadores de fósforo.....	12
Referências.....	15
 CAPÍTULO 1: Fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (<i>Cucumis melo</i> L. cv. Gold Mine) adubada com compostos orgânicos.....	 21
Resumo.....	23
1. Introdução.....	24
2. Material e métodos.....	24
3. Resultados.....	26
4. Discussão.....	27
Agradecimentos.....	29
Referências.....	29

CAPÍTULO 2: Fungos solubilizadores de fósforo isolados da rizosfera de meloeiro (*Cucumis*

<i>melo</i> L. cv. Gold Mine) adubada com compostos orgânicos.....	39
Resumo.....	41
Introdução.....	42
Materiais e métodos.....	43
Resultados.....	44
Discussão.....	45
Agradecimentos.....	46
Referências.....	46
 CAPÍTULO 3: New records of <i>Ascomycota</i> from Brazil.....	52
Abstract.....	53
Introduction.....	53
Materials and Methods.....	53
Taxonomy.....	53
Acknowledgements.....	56
References.....	56
 CONCLUSÕES GERAIS.....	57

LISTA DE FIGURAS

Página

CAPÍTULO 1

Figura 1. Número de UFC de fungos filamentosos na rizosfera de meloeiro adubada com diferentes fontes de compostos orgânicos.....	38
--	----

LISTA DE TABELAS

Página

CAPÍTULO 1

Tabela 1. Composição dos tratamentos adubados com fontes orgânicas.....	33
Tabela 2. Atributos químicos dos solos cultivados com meloeiro (<i>Cucumis melo</i> cv. Gold Mine) adubados com compostos orgânicos.....	33
Tabela 3. Unidades formadoras de colônias (UFC x 10 ⁴ g ⁻¹) de fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (<i>Cucumis melo</i> cv. Gold Mine) adubada com compostos orgânicos, durante o período de fundação.....	34
Tabela 4. Unidades formadoras de colônias (UFC x 10 ⁴ g ⁻¹) de fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (<i>Cucumis melo</i> cv. Gold Mine) adubada com compostos orgânicos, durante o período de floração.....	36
Tabela 5. Unidades formadoras de colônias (UFC x 10 ⁴ g ⁻¹) de fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (<i>Cucumis melo</i> cv. Gold Mine) adubada com compostos orgânicos, durante o período de pós-colheita.....	37

CAPÍTULO 2

Tabela 1. Fungos filamentosos avaliados quanto a capacidade de solubilização de fósforo.....	50
Tabela 2. Composição dos tratamentos adubados com fontes orgânicas.....	51
Tabela 3. Atributos químicos dos solos cultivados com meloeiro (<i>Cucumis melo</i> cv. Gold Mine) adubados com compostos orgânicos.....	51

RESUMO

A rizosfera é a região do solo influenciada pelas raízes, as quais disponibilizam nutrientes através dos exsudados, afetando intensamente a atividade e o desenvolvimento dos microrganismos. Dentre esses, destacam-se os solubilizadores de P, considerados de grande importância na rizosfera por possuírem habilidade para disponibilizar, para as plantas, o fosfato insolúvel presente nos compostos. Foram coletadas amostras de solo rizosférico em áreas cultivadas com melão (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) e adubadas com compostos orgânicos, na região do Vale do São Francisco, Petrolina, Pernambuco, com o objetivo de conhecer a diversidade de fungos filamentosos e avaliá-los quanto à habilidade de solubilização de fosfato. Para o isolamento dos fungos foi utilizada a técnica de diluição em série. As placas foram mantidas em temperatura ambiente (28 ± 1 °C) e o crescimento de colônias acompanhado por 72h. A identificação das espécies foi realizada pela análise de características macroscópicas da colônia e microscópicas dos fungos. Para avaliar a capacidade dos fungos filamentosos como solubilizadores de P, discos de micélio foram semeados em placa de Petri contendo o meio de cultura GAGES. Foram isoladas e identificadas 78 espécies, pertencentes aos gêneros *Alternaria*, *Aspergillus*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Emericella*, *Eupenicillium*, *Eurotium*, *Fusarium*, *Humicola*, *Monodictys*, *Myrothecium*, *Neocosmospora*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis*, *Scytalidium*, *Sordaria*, *Talaromyces*, *Thielavia*, *Torula* e *Trichoderma*, além de representantes de Aphyllophorales e Mycelia sterilia. Das 318 amostras de fungos avaliadas, apenas 52 apresentaram habilidade para solubilizar P: Aphyllophorales (02), *Aspergillus* (34), *Penicillium* (10) e *Rhizopus* (06). Os resultados contribuem para o conhecimento das espécies solubilizadoras de P em solos da região e para subsidiar pesquisas que avaliem a capacidade de fungos na solubilização dos adubos fosfatados aplicados na cultura do melão.

Palavras-chave: meloeiro, semi-árido, Vale do São Francisco, adubação, microrganismos

ABSTRACT

The rhizosphere is the region of the soil influenced by the roots, which make nutrients available through the exsuded, intensely affecting the activity and the development of the microorganisms. Amongst those, the P-solubilizers stand out, considered of great importance in the rhizosphere for possessing the ability to make available, for the plants, the insoluble phosphate present in composts.

Rhizospheric soil samples were collected in cultivated areas of melon (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) and fertilized with organic composts, in the region of the San Francisco Valley, Petrolina, Pernambuco, with the objective of knowing the diversity of filamentous fungi and to evaluate them as to the ability of P-solubilization. The isolation of the fungi was carried out by the serial dilution technique.

The plates were kept at room temperature (28 ± 1 °C) and the growth of the fungi was observed until 72 h. The identification of the species was performed by the observation of macroscopic characteristics of the colony and microscopic aspects of the fungi. In order to evaluate the capacity of the filamentous fungi as P-solubilizers, mycelium discs were poured in Petri dishes containing the culture medium GAGES.

A total of seventy-eight species was isolated and identified, belonging to the genera *Alternaria*, *Aspergillus*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Emericella*, *Eupenicillium*, *Eurotium*, *Fusarium*, *Humicola*, *Monodictys*, *Myrothecium*, *Neocosmospora*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis*, *Scytalidium*, *Sordaria*, *Talaromyces*, *Thielavia*, *Torula* and *Trichoderma*, besides representatives of Aphyllophorales and Mycelia sterilia.

Of the 318 fungi samples evaluated, only 52 presented capacity to P-solubilize: Aphyllophorales (02), *Aspergillus* (34), *Penicillium* (10) and *Rhizopus* (06). The results contribute for the knowledge of the P-solubilizing species in soils of the region and to subsidize researches that evaluate the capacity of fungi in the solubilization of applied phosphate fertilization in the culture of melon.

Keywords: melon tree, semi-arid, San Francisco Valley, fertilization, microorganisms

INTRODUÇÃO

No Brasil, com o surgimento dos cultivos comerciais na Região Nordeste, a produção brasileira de frutos cresceu vigorosamente, passando de 37.980 toneladas, em 1987, para 332.879 toneladas em 2005. A Região Nordeste é responsável por cerca de 95% da produção nacional, destacando-se como principais produtores e exportadores de frutos, os Estados do Rio Grande do Norte, Ceará, Bahia e Pernambuco (Araújo & Vilela, 2003; IBGE, 2005).

O melão (*Cucumis melo* L.) começou a ser cultivado no pólo do Submédio do São Francisco em 1965, no município de Santa Maria da Boa Vista, Pernambuco. Com a implantação de vários projetos públicos de irrigação, este agropolo converteu-se numa das principais zonas de produção e exportação de frutas do país. A cultura do melão se intensificou na região, concentrando-se nos municípios de Petrolina e Juazeiro, que possuem melhor infra-estrutura para comercialização (Oliveira et al., 1991; Dias et al., 1998).

A produtividade vegetal nos trópicos é freqüentemente limitada pelos baixos níveis de nutrientes presentes nos solos em formas assimiláveis. Entre os nutrientes, o fósforo é talvez o fator mais limitante ao desenvolvimento vegetal nestas regiões, em face de sua característica de alta estabilidade e, conseqüentemente, baixa solubilidade (Sylvester-Bradley et al. 1982; Moreira e Siqueira 2006). Porém, considerando que uma parcela importante da população microbiana possui habilidade para disponibilizar o fosfato insolúvel, mineral ou orgânico, através dos processos de solubilização ou mineralização (Nahas et al. 1994), é possível buscar alternativas para amenizar o problema.

Com o avanço da agricultura orgânica na fruticultura do Vale do Submédio São Francisco, muitas fontes de resíduo têm sido aplicadas, não se conhecendo os seus efeitos sobre a microbiota do solo. Considerando que os fungos solubilizadores de fósforo são importantes para o crescimento vegetal, é importante utilizar fontes de resíduo orgânico que favoreçam o aumento da sua população para melhor aproveitamento nutricional em solos com culturas de interesse para a região. Nesse caso inclui-se o cultivo do melão, por ser um dos mais importantes produtos do agronegócio brasileiro, conquistando espaço cada vez maior nos mercados nacional e internacional.

Assim, o presente trabalho teve como objetivos o isolamento e a identificação de fungos filamentosos da rizosfera de meloeiros adubados com compostos orgânicos, e a avaliação da habilidade desses fungos em solubilizar fosfato.

FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

1. A Cultura do melão

O meloeiro (*Cucumis melo* L.) é uma olerácea muito apreciada e de popularidade ascendente no Brasil, sendo consumida em larga escala na Europa, Estados Unidos e Japão. O fruto, rico em vitaminas A, B, B2, B5 e C, e especialmente em sais minerais, em particular potássio, sódio e fósforo (188, 09 e 12 mg/100g de polpa, respectivamente), apresenta valor energético relativamente baixo (20 a 62 kcal/100g de polpa) e a porção comestível representa 55% do fruto (Robinson & Decker-Walters, 1997). O fruto de melão é consumido *in natura*, como ingrediente de saladas com frutas ou outras hortaliças, e na forma de suco. Atribuem-se, ainda, ao fruto maduro do melão, propriedades medicinais, sendo considerado calmante, refrescante, alcalinizante, mineralizante, diurético, laxante e emoliente (Silva & Costa, 2003). É recomendado, também, no controle da gota, do reumatismo, do artrismo, da obesidade, da colite, da atonia intestinal, da prisão de ventre, das afecções renais, da litíase renal, da nefrite, da cistite, da leucorréia, da uretrite e da blenorragia (Spethmann, 2003).

A produção mundial de frutas, em 2005, foi de 690.756.513 toneladas. A fruta mais produzida foi a banana, com um total de 105.690.000 toneladas, seguida pela melancia, com 99.390.000 toneladas e pela uva, com 66.240.000 toneladas. O melão ocupou a oitava colocação com 28.391.530 toneladas de frutos em uma área cultivada de 1.154.000 hectares. A China é o maior produtor mundial de melão com 15.138.000 toneladas, porém com frutos de baixa qualidade para o mercado de exportação (Silva & Costa, 2003; FAO, 2005).

No Brasil, a cultura do meloeiro teve grande evolução no período de 1980 a 2005, com a área cultivada passando de 5.661 para 15.981 hectares, sendo que a Região Nordeste respondeu por cerca de 95% da produção nacional, destacando-se como principais produtores e exportadores de frutos, os Estados do Rio Grande do Norte, Ceará, Bahia e Pernambuco (Araújo & Vilela, 2003; IBGE, 2005).

Tendo em vista tendências favoráveis ao aumento do consumo interno e da exportação para mercados externos, tem-se verificado crescimento da produção brasileira, principalmente na região semi-árida, colocando o país na condição de grande exportador, seja pela excelente qualidade do fruto, seja pelo período que possibilita a colheita na época de entressafra de outros países (Costa et al., 1999). A diversidade e as condições de clima e solo, que permitem a colheita de frutos de alta qualidade em períodos de preços competitivos nos mercados de exportação, são favoráveis à expansão da cultura no país (Silva & Costa, 2003; IBGE, 2005).

Nesse sentido, pesquisas e desenvolvimento de novas tecnologias são necessários para que o sistema de produção do meloeiro seja competitivo, principalmente quanto ao aumento da produtividade e à redução

no custo de produção. Esses fatores possibilitarão ao Brasil competir favoravelmente no cenário internacional de produtores e exportadores de melão, com benefícios sociais e econômicos para as regiões produtoras e para o país (Araújo & Vilela, 2003).

1.1 Aspectos socioeconômicos

No Brasil, a cultura do melão foi implantada comercialmente na década de 60. Até então quase todo o mercado nacional era abastecido pelo mercado externo, principalmente Chile e Espanha. Naquele período, as principais áreas produtoras se concentravam nos estados do Rio Grande do Sul e de São Paulo. Entretanto, por causa de fatores climáticos, a produtividade e a qualidade do produto eram muito deficientes (Dias et al., 1998).

Com o surgimento dos cultivos comerciais na Região Nordeste, a produção brasileira passou a crescer vigorosamente, passando de 37.980 toneladas, em 1987, para 332.879 toneladas em 2005. O aumento foi provocado tanto pelo aumento na produtividade quanto na área plantada. Com esta significativa expansão na oferta, o melão tornou-se um dos mais importantes produtos do agronegócio brasileiro, conquistando espaços cada vez maiores nos mercados nacionais e internacionais (Dias et al., 1998; IBGE, 2005; Nachreiner et al., 2005).

Atualmente, a produção brasileira de melão está concentrada em dois pólos, os quais são responsáveis por quase 90% da produção, ambos localizados na Região Nordeste. O mais importante deles é o pólo meloeiro do RNCE, englobando o Agropolo de Mossoró e Açu (RN) e o Agropolo do Baixo Jaguaribe (CE), que respondem pela produção anual de aproximadamente 270 mil toneladas. Outro importante Agropolo é o do Submédio São Francisco, abrangendo áreas em Pernambuco e na Bahia e produzindo anualmente cerca de 51.271 toneladas de frutos (IBGE, 2005).

1.2 A cultura do meloeiro no Vale do Submédio São Francisco

O melão começou a ser cultivado no Vale do Submédio São Francisco em 1965, no município de Santa Maria da Boa Vista-PE. Com a implantação de vários projetos públicos de irrigação, este Agropolo converteu-se numa das principais zonas de produção e exportação de frutas do país. A cultura do melão se intensificou na região, concentrando-se nos municípios de Petrolina e Juazeiro, que possuem melhor infra-estrutura para comercialização (Oliveira et al., 1991; Dias et al., 1998).

O cultivo de melão no Vale do São Francisco pode ser realizado durante todo o ano, em virtude das condições ideais de solo e clima, com elevado grau de insolação, altas temperaturas e baixa umidade relativa, fatores que favorecem a concentração dos sólidos solúveis totais nos frutos, e diminuem a incidência de doenças, aumentando a qualidade dos frutos (Dias et al., 1998). Este Agropolo é formado

por aproximadamente 120.000 hectares de áreas cultivadas com produtos hortifrutícolas, distribuídos em uma dezena de projetos públicos e vários projetos particulares (Silva & Costa, 2003).

Até 1987, o Vale do Submédio São Francisco concentrava a maior produção de melão do Brasil. Entretanto, esse cultivo foi perdendo importância, uma vez que a maioria das empresas agrícolas passou a concentrar suas atividades nos cultivos de frutíferas, tais como: uva, manga, banana e coco, que apresentavam preços mais atraentes nos mercados internos e externos; e no cultivo do tomate, em virtude da instalação na região de várias indústrias de polpa de tomate (Dias et al., 1998; Cavalcanti, 1997).

Algumas das principais empresas operadoras do mercado europeu de produtos hortifrutícolas consideram que essa é a zona mais propícia para o cultivo de melão em todo hemisfério Sul, indicando a possibilidade de parceria na comercialização do melão produzido (Araújo & Vilela, 2003). Segundo estes autores, há possibilidades do melão voltar a figurar entre os principais produtos comercializados por esta tradicional zona de exportação de frutas.

2. Diversidade de fungos do solo e da rizosfera no semi-árido

A região semi-árida brasileira está praticamente incluída no Nordeste do país, distribuindo-se por oito estados: Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe e Bahia, além do Norte de Minas Gerais (Região Sudeste). Essa extensão de terras áridas ocupa uma área de aproximadamente 900.000 km², cobrindo quase 8% do território nacional. Na região, os principais tipos de vegetação são a caatinga, as florestas estacionais, os campos rupestres e o cerrado. A vegetação da caatinga ocupa a maior parte da região e é caracterizada por apresentar um estrato arbóreo de porte relativamente baixo (geralmente até 5 m de altura) sem formar um dossel contínuo, árvores e arbustos geralmente com troncos finos, com folhas pequenas a grandes e folhagem decídua na estação seca. Cactos e bromélias terrestres também são elementos importantes na paisagem da caatinga. O clima varia na região, desde o súper-úmido, com chuvas de até 2000 mm/ano, até o semi-árido, com chuvas anuais entre 300-500 mm, restritas a poucos meses durante o ano. Desse modo, a disponibilidade de água é o fator mais determinante para a vegetação e a fauna, e até certo ponto para a exploração humana dos recursos naturais (FEBRABAN, 2005).

O solo é um ecossistema complexo e dinâmico, que constitui um dos principais habitats para os microrganismos. Caracterizado como um sistema heterogêneo, descontínuo e estruturado, é formado por microhabitats com diferentes composições químicas, físicas e comunidades biológicas, altamente interdependentes, de modo que qualquer modificação pode trazer alteração nos componentes (Moreira & Siqueira, 2006). Dessa forma, as transformações microbianas, as reações químicas e a comunidade microbiana sofrem interferência sempre que o ecossistema natural é modificado.

Os microrganismos ocupam em torno de 0,5% do espaço poroso do solo, porém essa porcentagem aumenta significativamente no solo rizosférico devido às modificações nas propriedades químicas e exsudados radiculares que ocorrem nessa região. O solo não rizosférico é, por essência, um deserto nutricional; nessa região, a maioria da microbiota se encontra morta ou em dormência em virtude da ausência de ingredientes necessários para seu metabolismo, principalmente, substratos orgânicos e ambientes físico-químicos favoráveis (Odum, 1986). Assim, fonte de carbono, nutrientes e energia e a dinâmica dos fatores físico-químicos são importantes, pois afetam o metabolismo celular e a disponibilidade de nutrientes (Anderson & Ingram, 1993).

A microbiota heterotrófica utiliza resíduos de plantas, animais e outros microrganismos em vários estádios de decomposição (Anderson & Ingram, 1993). Materiais húmicos geralmente não são fonte de energia prontamente disponível devido à sua alta complexidade, porém são importantes como reservatório de N, P, C e outros elementos. Em vista da natureza dos microhabitats estima-se que apenas 2 a 10% dos fungos estejam em formas ativas com intensa competição por C (Moreira & Siqueira, 2006).

As raízes liberam íons e substâncias voláteis que podem alterar a comunidade microbiana influenciando direta ou indiretamente, pela atuação no crescimento hifálico e como fonte de nutrientes, respectivamente. Em função de tais características, as raízes têm efeitos significativos sobre o solo, podendo alterar as características físicas, químicas ou biológicas a seu redor, e por isso diferenciam fortemente esse ambiente de zonas do solo que não recebem tal influência (Nakas & Hagedorn, 1990).

Na rizosfera ocorre a máxima atividade microbiana, contribuindo para o crescimento das plantas, sendo esse um ambiente que a própria planta ajuda a criar. A rizosfera é importante para processos relacionados com a nutrição da planta, trocas gasosas, gradientes de umidade do solo, mineralização, amonificação, nitrificação e simbiose (Moreira & Siqueira, 2006).

Cavalcanti & Maia (1994) destacaram que entre as espécies de fungos celulolíticos (Hyphomycetes) identificadas em solo do semi-árido de Pernambuco, a maioria pertence aos gêneros *Aspergillus* e *Penicillium*. Maia & Gibertoni (2002) apresentaram uma lista dos fungos referidos em solos de vários municípios da região semi-árida brasileira, entre os quais *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Humicola*, *Myrothecium*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Rhizopus* e *Trichoderma*. Representantes desses gêneros e de *Absidia*, *Acremonium*, *Arachniotus*, *Chaetomium*, *Cunninghamella*, *Curvularia*, *Emericella*, *Eupenicillium*, *Gongronella*, *Kabatiella*, *Monodictys*, *Neocosmospora*, *Phoma*, *Pithomyces*, *Ramicladium*, *Scolecobasidium*, *Torula*, *Tritirachium* e *Zopfia*, foram referidos em estudo sobre a diversidade de fungos filamentosos na região de Xingo, em Sergipe e Alagoas (Cavalcanti et al., 2006). Costa et al. (2006), ao relatarem os fungos do solo de uma área impactada por atividades de mineração de cobre, na Bahia, isolaram 65 espécies de Hyphomycetes, com predomínio de espécies de *Aspergillus* e *Penicillium*.

Silva & Cavalcanti (1990, 1991) mencionaram que *Fusarium* e *Penicillium* predominavam entre os fungos identificados na rizosfera de tomateiros (*Lycopersicon esculentum* Mill), e Silvério et al. (2007) ao estudarem os fungos da rizosfera de goiabeiras (*Psidium guajava* L.) sadias e infestadas por nematóides, isolaram 39 táxons, com predomínio de espécies de *Penicillium* e *Aspergillus*.

Em Bahrain, Mandeel (2002) relata 28 espécies de fungos filamentosos da rizosfera de *Zygophyllum qatarense* Hadidi, com espécies predominantes de *Aspergillus*, *Cladosporium* e *Penicillium*; Ananda & Sridhar (2004), na Índia, registraram 46 espécies de anamorfos em um estudo da diversidade de fungos em rizosfera de *Rhizophora mucronata* Lam., *Avicennia officinalis* L. e *Acanthus ilicifolius* L.; Bouamri et al. (2006) citam *Glomus mosseae*, *G. fasciculatum*, *G. constrictum*, *G. aggregatum*, *G. macrocarpum*, *Acaulospora* spp. e *Scutellospora* spp., a partir de amostras de solo rizosférico de tamareira (*Phoenix dactylifera* L.) em Marrocos; e Grishkan et al. (2006) isolaram 87 espécies de fungos da rizosfera de plantas nativas de Negev, Israel, destacando *Penicillium* e *Aspergillus* com grande diversidade de espécies.

3. Nutrição e adubação na cultura do melão

O melão é uma cultura de ciclo fenológico relativamente curto. Na região do Submédio São Francisco, o crescimento da planta é lento até 15 dias após a germinação, mas logo depois se intensifica, atingindo maiores incrementos de crescimento entre 30 e 45 dias, e a maturação dos frutos ocorre entre 70 e 75 dias do plantio (Faria & Fontes, 2003).

Para a manutenção do metabolismo celular e produção de alimentos, as plantas superiores necessitam de elementos químicos conhecidos como nutrientes essenciais (Faria & Fontes, 2003). Os elementos N, P, K, Ca, Mg e S são absorvidos em grandes quantidades, estimando-se que a cultura do melão, com uma produção de 19,6 t/ha de frutos e uma população de 5.000 plantas/ha, exporta do solo 101,8 kg/ha de nutrientes, assim distribuídos: 34,9 de N; 6,41 de P; 51,7 de K; 2,83 de Ca; 4,17 de Mg e 1,79 de S (Belfort et al., 1988).

O melão é uma das cucurbitáceas mais exigentes em relação à adubação, sendo o potássio e o nitrogênio os nutrientes mais requeridos pela cultura (Vitti et al., 1995). Além disso, o fósforo, que tem seu fornecimento pela própria disponibilidade natural no solo, ou pela adição de fertilizantes, via solo ou via foliar (Faria & Fontes, 2003), estimula o crescimento e é essencial à formação das raízes, auxiliando ainda na floração e frutificação das plantas em geral, e particularmente do meloeiro, agindo como fator decisivo na qualidade dos frutos (Brito et al., 1999).

Outra atribuição do fósforo é seu relevante papel na formação molecular do DNA e RNA, bem como do ATP (adenosina tri-fosfato), sendo este último, muito importante no transporte de energia no interior das células e na síntese de vários compostos orgânicos (Taiz & Zeiger, 2004). A carência de fósforo reduz o

crescimento caulinar e radicular e provoca o aparecimento de áreas necrosadas nas folhas e pecíolos. As folhas jovens tendem a escurecer ou ficar verde-azuladas, enquanto que as mais velhas ficam vermelhas, o número de flores e o tamanho dos frutos é reduzido, apresentando qualidade inferior (Crisóstomo et al., 2007).

Foi constatado que o P afeta positivamente o teor total de sólidos solúveis (Srinivas & Prabhakar, 1984) e que a aplicação do fósforo aumenta o número de frutos, o que demonstra que esse elemento tem efeito direto na fase reprodutiva da planta (Prabhakar et al., 1985). Faria et al (1994) constataram que o fósforo aumentou significativamente o peso e o número de frutos de melão.

Os ecossistemas apresentam condições diversas que irão selecionar os grupos de organismos do solo que melhor se adaptem. A manutenção e a produtividade de muitos ecossistemas dependem, em grande parte, do processo de decomposição da matéria orgânica no solo, realizado pelos microrganismos, e da conseqüente mineralização desses nutrientes. Neste aspecto, a biomassa microbiana do solo funciona como importante reservatório de nutrientes essenciais às plantas (Souto et al., 2002).

A fertilidade dos solos, dentro dos preceitos da agricultura orgânica se baseia, fundamentalmente, na quantidade e na qualidade da matéria orgânica do solo. Na agricultura orgânica pretende-se construir e manter, por longo prazo, a capacidade do solo em fornecer as condições físicas, químicas e biológicas necessárias ao crescimento das plantas, pelo suprimento de nutrientes, melhoria na aeração e disponibilidade de água (Machado, 2005). Especial importância é dada aos processos biológicos do solo e aos seus agentes, que são os componentes da macro, meso e microfauna do solo, como os artrópodes, as minhocas, os microrganismos decompositores, os fungos solubilizadores e micorrízicos, entre outros (Young, 1994).

Na aplicação de diferentes tipos de manejo, é de se esperar, portanto, uma modificação qualitativa e quantitativa na constituição do solo. Diferentes tipos de manejo podem significar diferentes disponibilidades de substrato que em última instância vão determinar, favorecendo ou inibindo, o estabelecimento dos diferentes grupos microbianos (Cardoso et al., 1992). Outros parâmetros do solo, tais como temperatura, umidade, concentração de nutrientes minerais, teor de matéria orgânica, podem ainda ser profundamente afetados pelos tratos culturais e manejo das culturas (Castro et al., 1993).

As fontes de nutrientes para o solo nos sistemas orgânicos de produção são representadas basicamente pelos esterco, pelos resíduos vegetais e pelas leguminosas, os quais constituem meios fundamentais de nutrição das plantas nesses sistemas. Entre essas fontes encontram-se: fosfato de rocha, calcário, gesso e micronutrientes; outras fontes de P, que é um nutriente bastante exigido, são os termofosfatos e fosfatos naturais parcialmente acidulados. Vale ressaltar que a atividade microbiana e as substâncias lixiviadas por diferentes espécies vegetais são fundamentais para a solubilização e disponibilização do P, tanto o proveniente de fontes orgânicas como de fontes minerais (Machado, 2005).

4. Microrganismos solubilizadores de fósforo

A produtividade vegetal nos trópicos é freqüentemente limitada pelos baixos níveis de nutrientes presentes nos solos em formas assimiláveis. Entre os nutrientes, o fósforo é talvez o fator mais limitante ao desenvolvimento vegetal nessas regiões, em face de sua característica de alta estabilidade e, conseqüentemente, baixa solubilidade (Sylvester-Bradley et al., 1982). No entanto, uma parcela importante da população microbiana possui a habilidade de mineralizar fosfatos orgânicos e solubilizar fosfatos inorgânicos, permitindo a liberação de $(\text{H}_2\text{PO}_4)^-$ diretamente assimilável pelas plantas (Young, 1990). Essa solubilização de fosfatos ocorre pela ação de ácidos orgânicos, inorgânicos e CO_2 , produzidos nos processos normais do metabolismo de fungos e bactérias, que habitam principalmente a rizosfera das plantas (Sperber, 1958).

A disponibilidade do fosfato insolúvel, mineral ou orgânico, através dos processos de solubilização ou mineralização, é conhecida há longo tempo. O processo de solubilização ocorre pela produção de ácidos orgânicos pelas raízes das plantas, mas, principalmente, por microrganismos do solo que atuam diretamente na dissolução do fósforo ou pela ação quelante sobre os cátions liberando fosfatos solúveis. (Nahas et al., 1994a). Contudo, os microrganismos heterotróficos solubilizadores dependem de uma fonte de carbono e energia para a realização desse processo (Nahas et al., 1994b), desempenhando papel fundamental no ciclo biogeoquímico do fósforo (P) e na sua disponibilidade para as plantas, mediante o fluxo de P provindo da biomassa microbiana, por solubilizar o P inorgânico e mineralizar o P orgânico (Paul & Clark, 1996).

O P imobilizado na biomassa microbiana pode ser liberado pela ruptura das células microbianas, promovida por variações climáticas e de manejo de solo e, também, pelas interações com a microfauna que, ao se alimentar de microrganismos, libera diversos nutrientes no solo (Buchanan & King, 1992). A biomassa microbiana funciona, portanto, como uma proteção desse nutriente (P), diminuindo sua fixação em minerais do solo por períodos prolongados e aumentando a eficiência da adubação fosfatada pela imobilização de parte do P do fertilizante na biomassa (He et al., 1997). Dessa forma, a biomassa microbiana desempenha importante papel como reservatório de P, podendo atingir valores equivalentes ou, às vezes, superiores à absorção desse nutriente pelas plantas (Carneiro et al., 2004).

A inoculação de microrganismos solubilizadores de fosfatos ou o manejo de suas populações tem sido sugerido como forma de substituir ou diminuir o uso de fertilizantes fosfatados solúveis, mediante melhor aproveitamento das formas naturais existentes ou adicionados ao solo e dos formados pela aplicação de fontes solúveis (Silva Filho et al., 2002).

Dependendo do tipo de solo, o número de solubilizadores varia de 7,1 a 55,6% do total de bactérias, e de 8,1 a 57,9% do total de fungos (Nahas et al., 1994a). Da população total de solubilizadores encontrados no solo, algumas espécies têm revelado maior habilidade na dissolução de fosfatos insolúveis (Arora & Gaur, 1979).

Dentre os gêneros de bactérias mais comumente isoladas do solo destacam-se: *Bacillus*, *Thiobacillus*, *Mycobacterium*, *Micrococcus*, *Flavobacterium*, *Enterobacter*, *Arthrobacter*, *Alcaligenes*, *Pseudomonas*, *Nitrobacter*, *Escherichia*, *Agrobacterium*, *Achromobacter*, *Erwinia*, *Brevibacterium* (Eira, 1992).

Espécies dos gêneros *Pseudomonas*, *Bacillus* e *Rhizobium* estão entre as bactérias mais eficientes na solubilização de P (Souhie et al., 2005). Rodríguez & Fraga (1999) relataram o potencial solubilizador de P de estirpes de *Pseudomonas*, *Bacillus* e *Rhizobium*. Posteriormente, Vazquez et al. (2000) mostraram a eficiência de *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. licheniformis*, *B. atrophaeus*, *Paenibacillus macerans*, *Vibrio proteolyticus*, *Xanthobacter agilis*, *Enterobacter aerogenes*, *E. taylorae*, *E. asburiae*, *Kluyvera cryocrescens*, *Pseudomonas stutzeri* e *Chryseomonas luteola*, na solubilização de P em rizosferas de *Avicennia germinans* L. e *Laguncularia racemosa* (L.) Gaertn. Chen et al. (2006) registraram *Bacillus*, *Rhodococcus*, *Arthrobacter*, *Serratia*, *Chryseobacterium*, *Delftia*, *Gordonia* e *Phyllobacterium*, como principais solubilizadores, enquanto Zhu et al. (2007) relataram alta solubilização de P por espécies de *Pseudomonas* em plantações de milho.

Basicamente espécies de três gêneros de fungos são comumente citados quanto à habilidade de solubilizar o fósforo: *Aspergillus*, *Penicillium* e *Trichoderma*. Salih et al. (1989) encontraram *Aspergillus foetidus* e *Penicillium* sp. solubilizando fósforo. Posteriormente, Omar (1998) relatou alta solubilização de P por *Aspergillus niger* e *Penicillium citrinum*, enquanto Reddy et al. (2002) registraram *Aspergillus niger* e *A. tubingensis* como principais solubilizadores e Zayed & Abdel-Motaal (2005) relataram *Aspergillus niger* e *Trichoderma viride*, como mais hábeis. Nahas et al. (1994a), Vassilev et al. (1995), Vassileva et al. (1998) e Vazquez et al. (2000), também relatam a alta atividade de *Aspergillus niger*. Rudresh et al. (2005) mostraram a eficiência de espécies de *Trichoderma* na dissolução de fosfatos, enquanto Kucey (1987), Illmer & Schinner (1992), Nahas (1996), Silva Filho & Vidor (2000) e Wakelin et al. (2004) relataram a habilidade do *Penicillium* sp. em solubilizar fósforo inorgânico. O potencial de *Chaetomium nigricolor*, *Aspergillus* sp. e *Penicillium* sp., como solubilizadores de fosfato insolúvel também foi referida (Banik & Dey, 1983).

Thomas et al. (1985) investigaram a ocorrência de fungos solubilizadores de P em plantações de côco, destacando-se por melhor capacidade espécies de *Aspergillus*, em especial *Aspergillus niger*, e espécies de *Penicillium* e *Phialotubus*. Wahid & Mehana (2000) constatarem o potencial solubilizador de P de *Aspergillus niger*, *A. fumigatus* e *Penicillium pinophilum*. Silva Filho et al. (2002) ao avaliarem a capacidade dos fungos quanto à solubilização de P, constatarem o predomínio de *Aspergillus* e

Penicillium, em rizosferas de *Pinus* e *Eucalyptus* do Estado de Santa Catarina. Souchie et al. (2006) avaliaram os fungos solubilizadores de P isolados em Mata Atlântica (Paraty-RJ), e constataram a eficiência de *Aspergillus* sp.

Referências

- ANANDA, K.; SRIDHAR, K.R. Diversity of filamentous fungi on decomposing leaf and woody litter of mangrove forests in the southwest coast of India. **Current Science**, India, vol.87, n.10, p.1431-1437, 2004.
- ANDERSON, J.M.; INGRAM, J.S.I. **Tropical soil biology and fertility**: a handbook of methods. 2 ed. Wallingford: CAB International, 1993. 221p.
- ARAÚJO, J.L.P.; VILELA, N.J. Aspectos Socioeconômicos. In: SILVA, H.R.; COSTA, N.D. (Eds). **Frutas do Brasil, 33: Melão, Produção Aspectos Técnicos**. Embrapa, Brasília: Embrapa Hortaliças, Embrapa Semi-Árido, 2003. p.15-18.
- ARORA, D.; GAUR, A. C. Microbial solubilization of different inorganic phosphates. **Indian Journal Experimental Biology**, New Delhi, vol.17, p.1258-1261, 1979.
- BANIK, S.; DEY, B.K. Phosphate-solubilizing potentiality of the microorganisms capable of utilizing aluminium phosphate as a sole phosphate source. **Zentralblatt fur mikrobiologie**, Jena, vol.138, n.01, p.17-23, 1983.
- BELFORT, C.C.; HAAG, H.P.; MATSUMOTO, T.L.; CARMELLO, Q.A.C.; SANTOS, J.W.C. Acumulação de matéria seca e recrutamento de macronutrientes pelo melão (*Cucumis melo* L. cv. Valenciano Amarelo CAC) cultivado em latossolo vermelho amarelo em Presidente Venceslau, SP. In: HAAG, H.P.; MINAMI, K. (Eds). **Nutrição mineral em hortaliças**. Campinas: Fundação Cargill, 1988. p.293-349.
- BOUAMRI, R.; DALPÉ, Y.; SERRHINI, M.N.; BENNANI, A. Arbuscular mycorrhizal fungi species associated with rhizosphere of *Phoenix dactylifera* L. in Morocco. **African Journal of Biotechnology**, vol.5, n.6, p.510-516, 2006.
- BRITO, L.T.L.; COSTA, N.D.; SOARES, J.M.; FARIA, C.M.B.; RESENDE, G.M. Fontes e métodos de aplicação de fósforo na cultura do melão. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, vol.34, n.10, p.1969-1974, 1999.
- BUCHANAN, M.; KING, L.D. Seasonal fluctuations in soil microbial biomass carbon, phosphorus, and activity in no-till and reduced-chemical-input maize agroecosystems. **Biology and Fertility of Soils**, New York, vol.13, p.211-217, 1992.
- CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M.; NEVES, M.C.P. (coord.). **Microbiologia do Solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciencia do Solo, 1992. 360p.
- CARNEIRO, R.G.; MENDES, I.C.; LOVATO, P.E.; CARVALHO, A.M.; VIVALDI, L.J. Indicadores biológicos associados ao ciclo do fósforo em solos de Cerrado sob plantio direto e plantio convencional. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, vol.39, n.07, 2004. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-204X_2004000700007&lng=en&nrm=iso&tlng=pt> Acesso em: 29 maio 2007.
- CASTRO, O.M.; PRADO, H.; SEVEDO, A.C.R.; CARDOSO, E.J.B.N. Avaliação da atividade de microrganismos do solo em diferentes sistemas de manejo de soja. **Scientia Agricola**, Piracicaba, vol.50, n.02, p.212-219, 1993.

CAVALCANTI, J.S.B. Frutas para o mercado global. **Estudos Avançados**, São Paulo, vol.11, n.29, p.79-93, 1997.

CAVALCANTI, M.A.Q.; MAIA, L.C. Cellulolytic fungi isolated from alluvial soil in semi-arid area of the northeast of Brazil. **Revista de Microbiologia**, São Paulo, vol.25, p.251-254, 1994.

CAVALCANTI, M.A.Q.; OLIVEIRA, L.G.; FERNANDES, M.J.; LIMA, D.M. Fungos filamentosos isolados do solo em municípios na região Xingó, Brasil. **Acta Botânica Brasileira**, São Paulo, vol.20, n.4, p.831-837, 2006.

CHEN, Y.P.; REKHA, P.D.; ARUN, A.B.; SHEN, F.T.; LAI, W.A.; YOUNG, C.C. Phosphate solubilizing bacteria from subtropical soil and their tricalcium phosphate solubilizing abilities. **Applied soil ecology**, Vancouver, vol.34, n.1, p.33-41, 2006.

COSTA, I.P.M.W.; CAVALCANTI, M.A.Q.; FERNANDES, M.J.S.; LIMA, D.M.M. Hyphomycetes from soil of na area affected by copper mining activities in the state of Bahia, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, vol.37, p.267-275, 2006.

COSTA, N.D.; RESENDE, G.M.; DIAS, R.C.S. **Produtividade de cultivares de melão no Vale do São Francisco**. 1999. Disponível em: <<http://www.cpatsa.embrapa.br/index.php?op=vikey&modo=key>> Acesso em: 07 jun. 2007.

CRISÓSTOMO, L.A.; SANTOS, A.A.; VAN RAIJI, B.; FARIA, C.M.B.; SILVA, D.J.; FERNÁNDEZ, F.A.M.; SANTOS, F.J.S.; CRISÓSTOMO, J.R, FREITAS, J.A.D.; HOLANDA, J.S.; CARDOSO, J.W.; COSTA, N.D. **Adubação, Irrigação, Híbridos e Práticas Culturais para o Meloeiro no Nordeste**. Disponível em: <http://www.ceinfo.cnpat.embrapa.br/arquivos/artigo_2849.pdf> Acesso em: 10 maio 2007.

DIAS, R.C.S.; COSTA, N.D.; SILVA, P.C.G.; QUEROZ, M.A.; ZUZA, F.; LEITE, L.A.S.; PESSOA, P.F.A.P.; TARAO, D. A cadeia produtiva do melão no Nordeste. In: CASTRO, A.M.G.; LIMA, S.M.V.; GOEDART, W.J.; FREITAS FILHO, A.; VASCONCELOS, J.R.P. (Eds). **Cadeias produtivas e sistemas naturais**: prospecção tecnológica. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-DPD, 1998. p.441-494.

EIRA, A.F. Solubilização microbiana de fosfatos. In: CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M.; NEVES, M.C.D. (Eds). **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p.243-255.

FAO. 2005. **Statistical database**. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/default.aspx>> Acesso em: 25 maio 2007.

FARIA, C.M.B.; FONTES, R.R. Nutrição e Adubação. In: SILVA, H.R.; COSTA, N.D. (Eds). **Frutas do Brasil, 33: Melão, Produção Aspectos Técnicos**. Brasília: Embrapa Hortaliças, Embrapa Semi-Árido, 2003. p.40-50.

FARIA, C.M.B.; PEREIRA, J.R.; POSSIDIO, E.L. Adubação orgânica e mineral na cultura do melão num vertissolo do Submédio São Francisco. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, vol.29, n.02, p.1191-1197, 1994.

FEBRABAN. **Semi-árido**. Disponível em: <http://www.febraban.org.br/arquivo/destaques/destaque-fomezero_semiarido.asp> Acesso em: 20 agosto 2007.

GRISHKAN, I.; ZAADY, E.; NEVO, E. Soil crust microfungi along a southward rainfall gradient in desert ecosystems. **Journal of Arid Environments**, vol. 53, n.03, p.409-417, 2003.

HE, Z.L.; WU, J.; O'DONNELL, A.G.O.; SYERS, J.K. Seasonal responses in microbial biomass carbon, phosphorus and sulphur in soils under pasture. **Biology and Fertility of Soils**, New York, vol.24, p.421-428, 1997.

IBGE. 2005. **Produção agrícola**. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/tabela/listabl.asp?c=1612&z=t&o=10>> Acesso em: 25 maio 2007.

ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of inorganic phosphates by microorganisms isolated from forest soils. **Soil Biology and Biochemistry**, London, vol.24, n.04, p.389-395, 1992.

KUCEY, R.M. Increased Phosphorus Uptake by Wheat and Field Beans Inoculated with a Phosphorus-Solubilizing *Penicillium bilaji* Strain and with Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, vol.53, n.12, p.2699-2703, 1987.

MACHADO, C.T.T. **Produção de milho orgânico II: correção e fertilização do solo e nutrição das plantas**. Disponível em: <www.fazendeiro.com.br/Cietec/Artigos/ArtigosTexto.asp>. Acesso em: 26 set. 2005.

MAIA, L.C.; GIBERTONI, T.B. Fungos registrados no semi-árido nordestino. In: SAMPAIO, E.V.S.B.; GIULIETTI, A.M.; VIRGINIO, J.; GUAMARRA-ROJAS, C.F.L. (Eds.) **Vegetação & Flora da Caatinga**. Recife: Associação de Plantas do Nordeste, Centro Nordestino de Informações sobre plantas, 2002. p.163-176.

MANDEEL, Q.A. Microfungal community associated with rhizosphere soil of *Zygophyllum qatarense* in arid habitats of Bahrain. **Journal of Arid Environment**, vol.50, n.4, p.665-681, 2002.

METTING-JR, F.B. **Soil microbial ecology**. New York: Marcel Dekker, 1992. 646p.

MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2.ed. Lavras: Editora UFLA, 2006. 729p.

NACHREINER, M.L.; BOTEON, M.; PAULA, T.S. **Sistema Agroindustrial do melão: Mossoró versus Juazeiro**. Disponível em: <www.cepea.esalq.usp.br/pdf/Melao_Sober.doc>. Acesso em: 28 nov. 2005.

NAHAS, E.; CENTURION, J.F.; ASSIS, L.C. Microrganismos solubilizadores de fosfato e produtores de fosfatases de vários solos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, vol.18, p.43-48, 1994a.

NAHAS, E.; CENTURION, J.F.; ASSIS, L.C. Efeito das características químicas dos solos sobre os microrganismos solubilizadores de fosfato e produtores de fosfatases. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, vol.18, p.49-53, 1994b.

NAHAS, E. Factors determining rock phosphate solubilization by microorganisms isolated from soil. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Oxford, vol.12, n.06, p.567-572, 1996.

NAKAS, J.P.; HAGEDORN, C. **Biotechnology of plant-microbe interactions**. New York: McGraw-Hill Publishing Company, 1990. 341p.

ODUM, E.P. **Ecologia**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara, 1986. 434p.

OLIVEIRA, A.C.; SOUZA, H.R.; VERGOLINO, J.R.; GALVÃO, O.A.; ALMEIDA, J.; MELO, A. **Impactos econômicos da irrigação sobre o pólo Petrolina-Juazeiro**. Recife: UFPE/PIMES, 1991. 270p.

OMAR, S.A. The role of rock-phosphate-solubilizing fungi and vesicular–arbuscular-mycorrhiza (VAM) in growth of wheat plants fertilized with rock phosphate. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Oxford, vol.14, n.02, p.211-218, 1998.

PAUL, E.A.; CLARK, F.E. **Soil microbiology and biochemistry**. San Diego: Academic, 1996. 340p.

PRABHAKAR, B.S.; SRINIVAS, K.; SHUKLA, V. Yield and quality of muskmelon (cv. Hara madhu) in relation to spacing and fertilization. **Progressive Horticulture**, Raniket, vol.17, n.01, p.51-55, 1985.

REDDY, M.S.; KUMAR, S.; BABITA, K. Biosolubilization of poorly soluble rock phosphates by *Aspergillus tubingensis* and *Aspergillus niger*. **Bioresource technology**, Himalayan, vol.84, n.02, p.187-189, 2002.

ROBINSON, R.W.; DECKER-WALTERS, D.S. **Cucurbits**. New York: CAB International, 1997. 226p.

RODRÍGUEZ, H.; FRAGA, R. Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. **Biotechnology Advances**, vol.17, n.4-5, p.319-339, 1999.

RUDRESH, D.L.; SHIVAPRAKASH, M.K.; PRASAD, R.D. Tricalcium phosphate solubilizing abilities of *Trichoderma* spp. In relation to P uptake and growth and yield parameters of chickpea (*Cicer arietinum* L.). **Canadian Journal of Microbiology**, Ottawa, vol.51, n.03, p.217-222, 2005.

SALIH, H.M.; YAHYA, A.M.; ABDUL-RAHEM; MUNAM, B.H. Availability of phosphorus in calcareous soil treated with rock phosphate or superphosphate as affected by phosphate-dissolving fungi. **Plant and Soil**, The Hague, vol.120, p.181-185, 1989.

SILVA, M.I.L.; CAVALCANTI, M.A.Q. Fungos na rizosfera de sementes de tomate. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, vol.15, n.04, p.323-326, 1990.

SILVA, M.I.L.; CAVALCANTI, M.A.Q. Hongos associados a semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum*). **Boletín Micológico**, Valparaíso, vol.06, n.1/2, p.59-62, 1991.

SILVA, H.R.; COSTA, N.D. **Frutas do Brasil, 33: Melão, Produção Aspectos Técnicos**. Brasília: Embrapa Hortaliças, Embrapa Semi-Árido, 2003. 144p.

SILVA FILHO, G.N.; VIDOR, C. Solubilização de fosfatos por microrganismos na presença de fontes de carbono. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, vol.24, n.02, p.311-329, 2000.

SILVA FILHO, G.N.; NARLOCH, C.; SCHARF, R. Solubilização de fosfatos naturais por microrganismos isolados de cultivos de *Pinus* e *Eucalyptus* de Santa Catarina. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, vol.37, n.06, p.847-854, 2002.

SILVÉRIO, M.L.; CAVALCANTI, M.A.Q.; YANO-MELO, A.M. **Fungos filamentosos isolados da rizosfera de plantas nativas da caatinga e de cultivos de goiabeiras (*Psidium guajava* L.) sadias e infestadas por nematóides**. 2007. Dissertação (Mestrado em Biologia de Fungos) – Universidad Federal de Pernambuco, Recife, PE, 2007.

SOUCHIE, E.L.; SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; SILVA, E.M.R.; AZCÓN, R.; BAREA, J.M. Solubilização de fosfatos em meios sólido e líquido por bactérias e fungos do solo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, vol.40, n.11, p.1149-1152, 2005.

SOUCHIE, E.L.; SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; SILVA, E.M.R.; CAMPELLO, E.F.C.; AZCÓN, R.; BAREA, J.M. Communities of P-solubilizing bacteria, fungi and arbuscular mycorrhizal fungi in grass pasture and secondary forest of Paraty, RJ - Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, vol.78, n.01, p.183-193, 2006.

SOUTO, P.C.; SOUTO, J.S.; SANTOS, R.V.; SANTOS, D.R.; BAKKE, O.A.; MIRANDA, J.R.P.; SOUTO, L.S. **Influencia da aplicação de diferentes esterco na população de fungos, bactérias e nematóides em solo degradado, no Semi-Árido Paraibano**. 2002. Disponível em: <www.cemac-ufla.com.br/trabalhospdf/trabalhos%20voluntarios/protoc%20190.pdf> Acesso em: 10 maio 2007.

SPERBER, J.I. The incidence of apatite-solubilizing organisms in the rizosphere and soil. **Australian Journal of Agricultural Research**, Melbourne, vol.09, n.06, p.778-781, 1958.

SPETHMANN, C.N. **Medicina Alternativa de A a Z**. Uberlândia: Ed. Natureza, 2003.

SRINIVAS, K.; PRABHAKAR, B.S. Response of muskmelon (*Cucumis melo* L.) to varying levels of spacing and fertilizers. **Singapore Journal of Primary Industries**, Singapore, vol.12, n.01, p.56-61, 1984.

SYLVESTER-BRADLEY, R.; ASAKAWA, N.; LA TORRACA, S.; MAGALHÃES, F.M.M.; OLIVEIRA, L.A.; PEREIRA, R.M. Levantamento quantitativo de microorganismos solubilizadores de fosfatos na rizosfera de gramíneas e leguminosas forrageiras na Amazônia. **Acta Amazônica**, Manaus, vol.12, n.01, p.15-22, 1982.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Lugar: Artmed, 2004. 719p.

THOMAS, G.V. Occurrence and activity of phosphate-solubilizing fungi from coconut plantation soils. **Plant and Soil**, The Hague, vol.87, p.357-364, 1985.

VASSILEV, N.; BACA, M.T.; VASSILEVA, M.; FRANCO, I.; AZCON, R. Rock phosphate solubilization by *Aspergillus niger* grown on sugar-beet waste medium. **Applied Microbiology and Biotechnology**, Berlin, vol.44, n.03, p.546-549, 1995.

VASSILEVA, M.; VASSILEV, N.; AZCON, R. Rock phosphate solubilization by *Aspergillus niger* on olive cake-based medium and its further application in a soil-plant system. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Oxford, vol.14, n.02, 281-284, 1998.

VAZQUEZ, P.; HOLGUIN, G.; PUENTE, M.E.; LOPEZ-CORTES, A.; BASHAN, Y. Phosphate-solubilizing microorganisms associated with the rhizosphere of mangroves in a semiarid coastal lagoon. **Biology and Fertility of Soils**, New York, vol.30, n.5-6, p.460-468, 2000.

VITTI, G.C.; HOLANDA, J.S. de; HERNANDEZ, F.B.T.; BOARETTO, A.E.; PENTEADO, S.R. Fertirrigação: condições e manejo. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE FERTILIDADE DO SOLO E NUTRIÇÃO DE PLANTAS, 21., 1994, Petrolina. **Anais**. Petrolina: Embrapa-CPATSA/SBCS, 1995. p.195-264.

WAHID, O.A.; MEHANA, T.A. Impact of phosphate-solubilizing fungi on the yield and phosphorus-uptake by wheat and faba bean plants. **Microbiological research**, Germany, vol.155, n.03, p.221-227, 2000.

WAKELIN, S.A.; WARREN, R.A.; HARVEY, P.R.; RYDER, M.H. Phosphate solubilization by *Penicillium* spp. Closely associated with wheat roots. **Biology and Fertility of Soils**, New York, vol.40, n.01, p.36-43, 2004.

WERNER, D. **Symbiosis of plants and microbes**. New York: Chapman & Hall, 1992. 389p.

YOUNG, C.C. Effects of phosphorus-solubilizing bacteria and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on the growth of tree species in subtropical-tropical soils. **Soil Science and Plant Nutrition**, Tokyo, vol.36, n.02, p.225-231, 1990.

YOUNG, A. **Agroforestry for soil conservation**. Wallingford: CAB International, 1994. 276p.

ZAYED, G.; ABDEL-MOTAAL, H. Bio-production of compost with low pH and high soluble phosphorus from sugar cane bagasse enriched with rock phosphate. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Oxford, vol.21, n.05, p.747-752, 2005.

ZHU, P.M.; YANG, X.M.; XU, Y.C.; OUVANG, H.; SHEN, Q.R. High effective phosphate-solubilizing bacteria: their isolation and promoting effect on corn seedling growth. **Ying Yong Sheng Tai Xue Bao**, vol.18, n.1, p.107-112, 2007.

Capítulo 1

FUNGOS FILAMENTOSOS ISOLADOS DA RIZOSFERA DE MELOEIROS (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) ADUBADOS COM COMPOSTOS ORGÂNICOS

Artigo a ser submetido para publicação no periódico Applied Soil Ecology

FUNGOS FILAMENTOSOS ISOLADOS DA RIZOSFERA DE MELOEIROS (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) ADUBADOS COM COMPOSTOS ORGÂNICOS

Flavia Paiva Coutinho^{a,*}, Maria Auxiliadora de Queiroz Cavalcanti^a and Adriana Mayumi Yano-Melo^b

^a Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Micologia, 50670-901, Recife, PE, Brasil

^b Fundação Universidade Federal do Vale do São Francisco, Colegiado de Zootecnia, 56304-440,
Petrolina, PE, Brasil

* Autor para correspondência. Endereço postal: R. Senador Soares Meireles, 213, Casa Amarela, 52070-360, Recife, PE, Brasil. Tel.: (55 81) 32690470
e-mail: flaviapaco@hotmail.com (F.P. Coutinho)

Resumo

Foram coletadas amostras de solo rizosférico em área de produção comercial, na região do Vale do São Francisco, Petrolina, Brasil, com o objetivo de conhecer os fungos filamentosos presentes em solo adubado com compostos orgânicos cultivado com melão (*Cucumis melo* cv. Gold Mine). Para o isolamento dos fungos foi utilizada a técnica de diluição em série até 1:1000, e para identificação das espécies foram observadas características macroscópicas e microscópicas das colônias, de acordo com a bibliografia especializada. Foram isoladas e identificadas 78 espécies, pertencentes aos gêneros *Alternaria*, *Aspergillus*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Emericella*, *Eupenicillium*, *Eurotium*, *Fusarium*, *Humicola*, *Monodictys*, *Myrothecium*, *Neocosmospora*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis*, *Scytalidium*, *Sordaria*, *Talaromyces*, *Thielavia*, *Torula* e *Trichoderma*, além de representantes de Aphyllophorales e Mycelia sterilia. Os gêneros predominantes foram *Aspergillus* e *Penicillium*, com 15 e 13 espécies respectivamente. A maioria das espécies é sapróbia e poucas são consideradas patogênicas ao meloeiro.

Palavras-chave: microrganismos, semi-árido, Vale do São Francisco, adubação

1. Introdução

No Brasil, com o surgimento dos cultivos comerciais na Região Nordeste, a produção brasileira de frutos cresceu vigorosamente, passando de 37.980 toneladas, em 1987, para 332.879 toneladas em 2005. A Região Nordeste é responsável por cerca de 95% da produção nacional, destacando-se como principais produtores e exportadores de frutos, os Estados do Rio Grande do Norte, Ceará, Bahia e Pernambuco (Araújo & Vilela, 2003; IBGE, 2005).

O melão (*Cucumis melo* L.) começou a ser cultivado no pólo do Submédio do São Francisco em 1965, no município de Santa Maria da Boa Vista, Pernambuco. Com a implantação de vários projetos públicos de irrigação, este Agropolo converteu-se numa das principais zonas de produção e exportação de frutas do país. A cultura do melão se intensificou na região, concentrando-se nos municípios de Petrolina e Juazeiro, que possuem melhor infra-estrutura para comercialização (Oliveira et al., 1991; Dias et al., 1998).

O cultivo de melão no Vale do São Francisco pode ser realizado durante todo o ano, em virtude das condições favoráveis do solo e clima, com elevado grau de insolação, altas temperaturas e baixa umidade relativa, fatores que favorecem a concentração dos sólidos solúveis totais nos frutos, e diminuem a incidência de doenças, aumentando a qualidade dos frutos (Dias et al., 1998).

Com o avanço da agricultura orgânica na fruticultura do Vale do Submédio São Francisco, muitas fontes de resíduo têm sido aplicadas, porém pouco se conhece sobre os efeitos dessas fontes sobre a microbiota do solo. Assim, fontes de resíduo orgânico que favoreçam o aumento da população de fungos são de fundamental importância para melhor aproveitamento nutricional pelas culturas de interesse na região, em especial o melão, por ser um dos mais cultivados e importantes produtos do agronegócio brasileiro, conquistando espaço cada vez maior nos mercados nacional e internacional.

Assim, o presente trabalho teve como objetivos o isolamento e a identificação de fungos filamentosos da rizosfera de meloeiro (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) adubada com compostos orgânicos; e a avaliação da influência de fontes de adubação orgânica em três períodos (fundação, floração e pós-colheita), relacionando-os ao número de unidades formadoras de colônias.

2. Material e métodos

2.1. Coleta das amostras de solo

Amostras de solo rizosférico foram coletadas em área de produção comercial cultivada com melão (*Cucumis melo* cv. Gold Mine), em Petrolina, Brasil (09° 32' 09''S lat, 40° 55' 28''W long), durante os

períodos de fundação, floração e pós-colheita. A área foi adubada com diferentes fontes de compostos orgânicos (Tabela 1), constituindo seis tratamentos, em blocos ao acaso. Em cada tratamento foram retiradas três amostras, perfazendo 18 amostras para cada período de coleta (fundação, floração e pós-colheita) e totalizando 54 amostras de solo rizosférico.

As amostras do solo classificado como argissolo acinzentado foram analisadas quimicamente no Laboratório de Solos da Embrapa Semi-Árido (Tabela 2).

A análise química do solo seguiu a metodologia da Embrapa (1997), sendo o potássio (K) e o sódio (Na) trocáveis por fotometria de chama, após extração com solução Mehlich-1 (HCl 0,05 mol/L + H₂SO₄ 0,025 mol/L), enquanto cálcio (Ca), magnésio (Mg) e alumínio (Al) trocáveis foram extraídos com KCl 1mol/L. O Ca e o Mg foram determinados por espectrofotometria de absorção atômica e o Al por titrimetria; a acidez potencial (Al + H) foi determinada após extração com acetato de cálcio 0,5 mol/L a pH 7,0; o fósforo (P) disponível foi determinado por colorimetria após a extração com Mehlich-1; o pH em água foi determinado na relação 1:2,5 de solo:solução. A partir destes dados foram calculados o teor de matéria orgânica (MO) e a capacidade de troca de cátions (CTC).

2.2. Isolamento e identificação dos fungos filamentosos

O isolamento dos fungos foi realizado pela técnica de diluição sucessiva: 25 g de cada amostra de solo foram suspensas em 225 ml de água destilada esterilizada (ADE) (1:10); 10 ml desta suspensão foram adicionados a 990 ml de ADE (1:1000). Em seguida, 1 ml desta suspensão final foi semeada em triplicata, em placas de Petri contendo Agar Sabouraud acrescido com cloranfenicol (500 mg L⁻¹). As placas permaneceram em temperatura ambiente (28±1 °C) e o desenvolvimento das colônias foi observado até 72h. Para identificação das espécies foram observadas características macroscópicas e microscópicas das colônias, consultando: Raper et al. (1949), Ames (1961), Corlett (1966), Rifai (1969), Booth (1971), Ellis (1971), Nicoli e Russo (1974), Samson (1974), Arx (1975), Ellis (1976), Sigler e Carmichael (1976), Carmichael et al. (1980), Domsch et al. (1980), Sutton (1980), Schipper (1984), Arx et al. (1986), Pitt (1988), Udagawa et al. (1989), Klich e Pitt (1994) e Hanlin e Menezes (1996).

2.3. Análises estatísticas

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso em arranjo fatorial 3x6, sendo 3 períodos de avaliação (fundação, floração e pós-colheita) e 6 tratamentos de adubação (T1, T2, T3, T4, T5 e T6), em 3 repetições. Os valores do número de UFC (unidades formadoras de colônias) foram transformados para raiz de x + 1 antes da análise de variância (ANOVA). As médias foram comparadas pelo teste de média (LSD) a 5% de probabilidade utilizando-se o programa Statistica 5.0 (Statsoft, 1997).

O índice de similaridade de Sorensen (Müller-Dombois e ElleMBERG, 1974) foi aplicado para verificar a similaridade entre as populações de fungos isoladas dos períodos de coleta, calculado pela

fórmula: $(2w/Sa+Sb) \times 100$, onde: w = somatório da ocorrência dos fungos isolados nas áreas de estudo (fungos comuns às áreas); Sa = somatório da ocorrência de todos os fungos da área a ; Sb = somatório da ocorrência de todos os fungos da área b .

Foi calculada também a distribuição de cada espécie de fungo nos três períodos aplicando-se a fórmula: $Di = (Ni/N) \times 100$, onde: Di = distribuição da espécie i ; Ni = número de UFC da espécie i ; N = número total de UFC. De acordo com esta fórmula, as espécies foram classificadas em: $< 0,5\%$ = raras; $\geq 0,5 < 1,5\%$ = ocasionais; $\geq 1,5 < 3,0\%$ = comuns; $\geq 3,0\%$ = abundantes (Schnittler e Stephenson, 2000).

A frequência de ocorrência de cada espécie (Fi) foi calculada, em cada período de coleta (fundação, floração e pós-colheita), pela determinação da porcentagem de amostras de cada espécie isolada, em relação ao número total de amostras (Brower et al., 1990), representada pela equação $Fi = (ji/k) \times 100$, onde: Fi = frequência de ocorrência da espécie i ; ji = número de amostras da espécie i ; k = número total de amostras de fungos. De acordo com esta fórmula, as frequências das espécies foram classificadas como: $< 10\%$ = rara; $\geq 10 < 25\%$ = baixa; $\geq 25 < 35\%$ = frequente; $\geq 35 < 50\%$ = abundante; $\geq 50\%$ = muito abundante.

3. Resultados

Foram isolados 23 gêneros, incluindo 78 espécies de fungos filamentosos, além de representantes de Aphyllophorales e Mycelia sterilia, totalizando 6.641×10^4 UFC g^{-1} . A maioria das espécies é de anamorfos (68,75%), sendo as restantes identificadas como Ascomycota (27,5%), Zygomycota (2,5%) e Basidiomycota (1,25%).

Pela análise de variância houve diferença no número de UFC entre os períodos de coleta e entre os tratamentos de adubação orgânica. Maior número de UFC foi constatado no período de fundação ($183,5 \times 10^4$ UFC g^{-1}), diferindo significativamente dos demais períodos: floração ($85,05 \times 10^4$ UFC g^{-1}) e pós-colheita ($100,38 \times 10^4$ UFC g^{-1}). Em relação aos tratamentos de adubação orgânica, o tratamento 5 proporcionou maior número de UFC, seguido dos tratamentos 3, 4 e 1 que não diferiram significativamente entre si. Diferenças significativas foram registradas apenas entre os tratamentos 5, 2 e 6 (Figura 1).

Durante o período de fundação foram obtidas da rizosfera 3.303×10^4 UFC g^{-1} , correspondentes a 49 táxons: *Aspergillus* (13), *Emericella* e *Fusarium* (04), *Chaetomium* e *Penicillium* (03), *Cladosporium*, *Myrothecium*, *Paecilomyces*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis* e *Thielavia* (02), *Alternaria*, Aphyllophorales, *Curvularia*, *Eupenicillium*, *Humicola*, *Monodictys*, *Neocosmospora*, *Scytalidium*, *Sordaria* e *Trichoderma* (01) (Tabela 3).

Durante o período de floração foram obtidas 1.531×10^4 UFC g⁻¹, correspondentes a 39 táxons: *Aspergillus* (10), *Emericella* e *Penicillium* (04), *Myrothecium* (03), *Chaetomium*, *Eurotium*, *Fusarium*, *Scopulariopsis* e *Thielavia* (02), *Cladosporium*, *Eupenicillium*, *Neocosmospora*, *Paecilomyces*, *Rhizopus*, *Talaromyces*, *Torula* e *Trichoderma* (01) (Tabela 4).

No período de pós-colheita foram obtidas 1.807×10^4 UFC g⁻¹, correspondentes a 41 táxons: *Penicillium* (11), *Aspergillus* (07), *Thielavia* (04), *Chaetomium*, *Emericella* e *Fusarium* (03), *Eurotium*, *Humicola*, *Neocosmospora*, *Paecilomyces*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis*, *Talaromyces*, *Torula*, *Trichoderma* e *Mycelia sterilia* (01) (Tabela 5).

Não houve diferença na diversidade das espécies entre os períodos de coleta. Maior número de espécies foi constatado no período de fundação (49), não diferindo significativamente dos demais períodos: floração (39 espécies) e pós-colheita (41 espécies).

Em relação à adubação orgânica, o tratamento 6 (capim elefante, esterco de caprino e termofosfato) proporcionou a maior diversidade de espécies (43), seguido pelos tratamentos 2 e 5 (39 espécies), 1 (38 espécies) e 3 (35 espécies) que não diferiram significativamente entre si. Diferença significativa foi registrada apenas entre os tratamentos 6 e 4 (24 espécies).

Verificou-se que as micotas mais próximas entre si, comparadas pelo índice de Sorensen, foram as do período de fundação e floração, com 56,82% de similaridade, seguidas pelas do período de floração e pós-colheita, com 50% e por último, revelando as micotas mais distantes entre si, as do período de fundação e pós-colheita, com 42,22%.

Aspergillus fumigatus, *A. japonicus* var. *japonicus*, *A. niger*, *A. terreus*, *A. terreus* var. *aureus*, *Emericella nidulans*, *E. nidulans* var. *acristata*, *E. nidulans* var. *echinulata*, *Fusarium solani*, *Humicola fuscoatra*, *Neocosmospora vasinfecta* var. *africana*, *Penicillium decumbens*, *P. vinaceum*, *Scopulariopsis sphaerospora*, *Thielavia fragilis* e *T. terricola* foram comuns aos períodos de fundação, floração e pós-colheita.

Das espécies identificadas na rizosfera dos meloeiros, 96,25% são sapróbias; as demais (3,75%) são patogênicas, entre essas: *Fusarium oxysporum*, *F. solani* e *Myrothecium roridum*.

Na maioria, os fungos isolados nos três períodos de coleta foram classificados como raros, porém *Emericella nidulans* e *E. nidulans* var. *acristata* prevaleceram como abundantes (Tabelas 3, 4 e 5). As espécies dos três períodos de coleta foram consideradas de rara frequência.

4. Discussão

A maioria dos fungos encontrados na rizosfera dos meloeiros foi mencionada em solo rizosférico e não-rizosférico no Brasil e em outros países (Silva e Cavalcanti, 1990, 1991; Cavalcanti e Maia, 1994;

Mandeel, 2002; Maia e Gibertoni, 2002; Souza-Motta et al., 2003; Ananda e Sridhar, 2004; Cavalcanti et al., 2006; Costa et al., 2006; Grishkan et al., 2006).

Estudando os microfungos da rizosfera de *Zygophyllum qatarense* Hadidi, em ambiente semi-árido de Bahrain, Mandeel (2002) relatou o predomínio de espécies de *Aspergillus* e *Penicillium*. Similarmente, Grishkan et al. (2006) destacaram como mais abundantes as espécies de *Penicillium* e *Aspergillus* em rizosfera de plantas nativas de Negev, Israel. Esses resultados são semelhantes aos obtidos nesse trabalho, considerando que *Aspergillus* e *Penicillium* estão bem representados, com 15 (18,75%) e 13 (16,25%) espécies, respectivamente.

No semi-árido brasileiro Silva e Cavalcanti (1990, 1991) registraram *Fusarium* e *Penicillium* como predominantes em rizosfera de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Maia e Gibertoni (2002) relataram grande diversidade de fungos do solo em municípios do semi-árido, predominando os gêneros: *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Humicola*, *Myrothecium*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Rhizopus* e *Trichoderma*. Mais recentemente, Costa et al. (2006), ao estudarem os fungos do solo de uma área impactada por atividades de mineração de cobre em ambiente semi-árido no estado da Bahia, detectaram grande riqueza de Hyphomycetes, com predomínio de espécies de *Aspergillus* e *Penicillium*. Da mesma forma, Cavalcanti et al. (2006) registraram dezenas de fungos filamentosos em municípios da região de Xingó (Sergipe e Alagoas), com destaque para as espécies de *Penicillium* e *Aspergillus*.

Várias das espécies encontradas foram referidas por Maia e Gibertoni (2002), Costa et al. (2006) e Cavalcanti et al. (2006), em áreas do semi-árido brasileiro.

Fusarium oxysporum, *F. solani* e *Myrothecium roridum* foram referidas por Viana et al. (2001), Marinho et al. (2002) e Muniz et al. (2004) como patogênicas à cultura de melão, causando murchas vasculares, manchas e murchas das folhas, cancos nas hastes e na coroa, e podridão nos frutos, respectivamente. Estas espécies também foram citadas, respectivamente, na rizosfera de cana-de-açúcar, tomate e girassol (Santos e Cavalcanti, 1989; Silva e Cavalcanti, 1990, 1991; Souza-Motta et al., 2003). No presente trabalho, essas espécies patogênicas apresentaram distribuição ocasional.

A adubação orgânica, em meloeiro, favoreceu a ocorrência de espécies de fungos filamentosos e maior número de UFC, e também proporcionou abundante distribuição dos fungos sapróbios. Dessa forma, para a cultura do melão, a adubação orgânica possibilitou melhoria da qualidade do solo, devido à introdução das fontes de compostos orgânicos ao solo.

A fenologia do meloeiro não influenciou a diversidade de espécies de fungos filamentosos, porém diminuiu significativamente a quantidade de UFC. No período de fundação observou-se maior quantidade de UFC, provavelmente devido aos processos de incorporação e mineralização das fontes orgânicas ao solo, sendo observado aumento da capacidade de troca catiônica (CTC), nos períodos subseqüentes (Tabela 2). Com exceção dos tratamentos 5 e 6, o teor de MO no solo foi mais alto no período de

fundação, aumentando dessa forma, a oferta de substrato para decomposição, refletindo assim, no maior número de UFC encontrado nesse período.

Pela análise de similaridade de espécies entre os períodos de coleta, observa-se que provavelmente ocorra sucessão de espécies de fungos, visto que maior similaridade é observada entre fundação e floração e posteriormente entre floração e pós-colheita. Tal fato pode ser associado às mudanças na composição dos exsudados radiculares de acordo com o ciclo fenológico da planta, pois segundo Melnitchouk et al. (2005) a rizodeposição varia ao longo do dia.

Agradecimentos

Os autores agradecem à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), à Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa Semi-Árido) e ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos/Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

Referências

- Ananda, K., Sridhar, K.R., 2004. Diversity of filamentous fungi on decomposing leaf and woody litter of mangrove forests in the southwest coast of India. *Curr Sci India* 87 (10), 1431-1437.
- Ames, L.M., 1961. A monograph of the Chaetomiaceae. US Army, Washington. 125 pp.
- Araújo, J.L.P., Vilela, N.J., 2003. Aspectos Socioeconômicos. In: Silva, H.R., Costa, N.D. (Eds.), *Frutas do Brasil 33: Melão, Produção e Aspectos Técnicos*. Embrapa, Brasília, pp. 15-18.
- Arx, J.A. von., 1975. On *Thielavia* and some similar genera of Ascomycetes. *Stud Mycol* 8, 1-31.
- Arx, J.A. von, Guarro, J., Figueras, M.J., 1986. The ascomycete genus *Chaetomium*. *Nova Hedwigia* 84, 1-162.
- Booth, C., 1971. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 237 pp.
- Brower, J.E., Zar, J.H., Von Ende, C.N., 1990. Field and laboratory methods for general ecology. McGraw-Hill, Dubuque, 273 pp.
- Carmichael, J.W., Kendrick, B., Connors, I.L., 1980. Genera of Hyphomycetes. The University of Alberta Press, Alberta, 386 pp.
- Cavalcanti, M.A.Q., Maia, L.C., 1994. Cellulolytic fungi isolated from alluvial soil in semi-arid area of the northeast of Brazil. *Rev Microbiol* 25, 251-254.

- Cavalcanti, M.A.Q., Oliveira, L.G., Fernandes, M.J., Lima, D.M., 2006. Fungos filamentosos isolados do solo em municípios na região Xingó, Brasil. *Acta Bot Bras* 20 (4), 831-837.
- Corlett, M., 1966. Perithecial development in *Chaetomium trigonosporum*. *Can. J Bot* 44, 155-162.
- Costa, I.P.M.W., Cavalcanti, M.A.Q., Fernandes, M.J.S., Lima, D.M.M., 2006. Hyphomycetes from soil of an area affected by copper mining activities in the state of Bahia, Brazil. *Braz J Microbiol* 37, 267-275.
- Dias, R.C.S., Costa, N.D., Silva, P.C.G., Queiroz, M.A., Zuza, F., Leite, L.A.S., Pessoa, P.F.A.P., Terao, D., 1998. A cadeia produtiva do melão no Nordeste. In: Castro, A.M.G., Lima, S.M.V., Goedart, W.J., Freitas Filho, A., Vasconcelos, J.R.P. (Eds.), *Cadeias produtivas e sistemas naturais: prospecção tecnológica*. Embrapa, Brasília, pp. 441-494.
- Domsch, K.H., Gams, W., Anderson, T.H., 1980. *Compendium of Soil Fungi*. Academic Press, London, 859 pp.
- Ellis, M.B., 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 608 pp.
- Ellis, M.B., 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 507 pp.
- Embrapa, 1997. *Manual de Métodos de Análise de Solo*. Centro Nacional de Pesquisa de Solos, Rio de Janeiro, 212pp.
- Grishkan, I., Zaady, E., Nevo, E., 2003. Soil crust microfungi along a southward rainfall gradient in desert ecosystems. *J Arid Environ* 53 (3), 409-417.
- Hanlin, R.T., Menezes, M., 1996. *Gêneros ilustrados de Ascomycetos*. Imprensa da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 274 pp.
- IBGE, 2005. Produção agrícola. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/tabela/listabl.asp?c=1612&z=t&o=10>> Acesso em: 25 maio 2007.
- Klich, M.A., Pitt, J.I., 1994. *A laboratory guide to common Aspergillus species and their teleomorphs*. CSIRO Division of Food Processing, North Ryde, 116 pp.
- Maia, L.C., Gibertoni, T.B., 2002. Fungos registrados no semi-árido nordestino. In: Sampaio, E.V.S.B., Giulietti, A.M., Virginio, J., Guamarra-Rojas, C.F.L. (Eds.), *Vegetação & Flora da Caatinga*. Centro Nordestino de Informações sobre Plantas, Recife: Associação de Plantas do Nordeste, pp. 163-176.
- Mandeel, Q.A., 2002. Microfungal community associated with rhizosphere soil of *Zygophyllum qatarense* in arid habitats of Bahrain. *J Arid Environ* 50 (4), 665-681.
- Marinho, R.E.M., Sales Jr., R., Maracajá, P.B., Silva, G.F., Costa, F.M., Silva, E.C., 2002. Identificação da micoflora associada a raízes de meloeiro nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará. *Caatinga* 15 (1/2), 25-28.

- Melnitchouk, A., Leinweber, P., Eckhardt, K.U., Beese, R., 2005. Qualitative differences between day- and night-time rhizodeposition in maize (*Zea mays* L.) as investigated by pyrolysis-field ionization mass spectrometry. *Soil Biol Biochem* 37, 155-162.
- Müller-Dombois, D., Ellemberg, H., 1974. *Aims and methods vegetation ecology*. John Wiley, New York.
- Muniz, M.F.B., Gonçalves, N., Garcia, D.C., 2004. Qualidade fisiológica e sanitária de sementes de melão (*Cucumis melo*). *Cien Rur* 34 (3), 951-953.
- Nicoli, R.M., Russo, A., 1974. Le genre *Humicola* Traaen et les genres voisins (Hyphomycetes). *Nova Hedwigia* 25, 737-781.
- Oliveira, A.C., Souza, H.R., Vergolino, J.R., Galvão, O.A., Almeida, J., MELO, A., 1991. Impactos econômicos da irrigação sobre o pólo Petrolina-Juazeiro. UFPE/PIMES, Recife, 270 pp.
- Pitt, J.I., 1988. *A laboratory guide to common Penicillium species*. CSIRO Division of Food Processing, North Ryde, 187 pp.
- Raper, K.B., Thom, C., Fennel, D.I., 1949. *A manual of the Penicillia*. The Williams & Wilkins Company, Baltimore, 875 pp.
- Rifai, M.A., 1969. A revision of the genus *Trichoderma*. *Mycol Pap* 116, 1-56.
- Samson, R.A., 1974. *Paecilomyces* and some allied Hyphomycetes. *Stud Mycol* 6, 1-68.
- Santos, A.C., Cavalcanti, M.A.Q., 1989. Fungos isolados da rizosfera da cana-de-açúcar da zona da mata de Pernambuco. *Rev Bras Bot* 12 (1), 23-29.
- Schipper, M.A.A., 1984. A revision of the genus *Rhizopus*: I. The *Rhizopus stolonifer*-group and *Rhizopus oryzae*. *Stud Mycol* 25, 1-34.
- Schnitter, M., Stephenson, S.L., 2000. Myxomycete biodiversity in four different forest types in Costa Rica. *Mycologia* 92 (4), 626-637.
- Sigler, L., Carmichael, J.W., 1976. Taxonomy of *Malbranchea* and some other hyphomycetes with arthroconidia. *Mycotaxon* 4, 349-488.
- Silva, M.I.L., Cavalcanti, M.A.Q., 1990. Fungos na rizosfera de sementes de tomate. *Fitopatol Bras* 15 (4), 323-326.
- Silva, M.I.L., Cavalcanti, M.A.Q., 1991. Hongos associados a semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum*). *Bol Micol* 06 (1/2), 59-62.
- Souza-Motta, C.M., Cavalcanti, M.A.Q., Fernandes, M.J.S., Lima, D.M.M., Nascimento, J.P., Laranjeira, D., 2003. Identification and characterization of filamentous fungi isolated from the sunflower (*Helianthus annuus* L.) rhizosphere according to their capacity to hydrolyse inulin. *Braz J Microbiol* 34 (3), 273-280.
- Statsoft, Inc., 1997. *Statistica for Windows (Computer Program manual)*. Tulsa, OK: Statsoft, Inc.

- Sutton, B.C., 1980. The Coelomycetes: Fungi imperfecti with pycnidia, acervuli and stromata. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 696 pp.
- Udagawa, S.I., Horie, Y., Cannon, P.F., 1989. Two new species of *Neocosmospora* from Japan, with a key to the currently accepted species. *Sydowia* 41, 349-359.
- Viana, F.M.P., Santos, A.A., Freire, F.C.O., Cardoso, J.E., Vidal, J.C., 2001. Recomendações para o controle das principais doenças que afetam a cultura do melão na Região Nordeste. Disponível em: <www.cnpat.embrapa.br/home/down/index.php?pub/ct_12.pdf> Acesso em: 02 julho 2007.

Tabela 1. Fontes orgânicas utilizadas como adubo em área de produção comercial de melão (Petrolina, Brasil), constituindo seis tratamentos de solo (T1-T6).

Tratamento	Torta de Mamona	Capim elefante	Bagaço de côco	Esterco de caprino	Termofosfato	K ₂ SO ₄
T1*	-	-	-	-	-	-
T2			77%	20%		03%
T3	10%	50%		40%		
T4			77%	20%	03%	
T5		47%		50%		03%
T6		57%		40%	03%	

Foram adicionados 50% de termofosfato e 50% de K₂SO₄ aos tratamentos 2 a 6.

* Controle – sem aplicação de fontes de composto orgânico.

Tabela 2. Atributos químicos dos solos cultivados com meloeiro (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) e adubados com compostos orgânicos, em três períodos do cultivo.

Tratamentos	MO g/Kg	pH	CE dS/m	P mg/dm ³	K	Ca	Mg cmolc/dm ³	Na	CTC
T1									
Fundação	6,72	6,00	0,21	3,00	0,10	1,10	0,50	0,02	3,04
Floração	5,48	6,43	0,12	5,75	0,09	1,30	0,43	0,02	3,70
Pós-colheita	6,16	5,73	0,11	2,50	3,33	0,95	0,45	0,03	6,75
T2									
Fundação	8,58	6,20	0,53	57,0	0,39	1,70	0,60	0,03	4,20
Floração	6,73	6,98	0,20	120,75	0,21	1,50	0,65	0,04	3,26
Pós-colheita	4,72	6,55	0,18	33,75	3,64	1,00	0,65	0,03	6,55
T3									
Fundação	7,86	6,50	0,32	56,00	0,18	1,60	0,80	0,02	3,59
Floração	7,89	7,20	0,19	50,75	0,16	1,90	0,73	0,03	2,82
Pós-colheita	4,10	6,13	0,18	08,75	2,95	0,85	0,58	0,03	6,18
T4									
Fundação	7,55	6,30	0,27	05,00	0,21	1,10	0,60	0,01	2,91
Floração	7,99	6,68	0,14	17,00	0,20	1,58	0,63	0,02	3,08
Pós-colheita	6,88	6,70	0,17	16,50	3,61	1,23	0,63	0,04	6,85
T5									
Fundação	09,31	6,80	0,39	138,00	0,13	1,90	1,00	0,03	3,88
Floração	14,95	6,93	0,18	47,0	0,18	2,18	0,80	0,03	3,51
Pós-colheita	04,11	6,73	0,14	19,75	2,84	1,10	0,73	0,03	5,69
T6									
Fundação	6,52	7,20	0,66	203,00	0,25	1,90	1,2	0,04	3,39
Floração	8,25	7,08	0,21	104,25	0,20	2,00	0,8	0,04	3,44
Pós-colheita	3,96	6,55	0,20	18,0	2,32	0,98	0,6	0,03	5,69

pH em água (1:2,5); MO = matéria orgânica; CE = condutividade elétrica; CTC = capacidade de troca catiônica.

T1 = controle, sem adição de compostos orgânicos; T2 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de K₂SO₄; T3 = 10% de torta de mamona, 50% de capim elefante e 40% de esterco de caprino; T4 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de termofosfato; T5 = 47% de capim elefante, 50% de esterco de caprino e 3% K₂SO₄; T6 = 57% de capim elefante, 40% de esterco de caprino e 3% de termofosfato.

Tabela 3. Unidades formadoras de colônias (UFC x 10⁴ g⁻¹) de fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (*Cucumis melo* cv. Gold Mine), adubada com compostos orgânicos, durante o período de fundação.

ESPÉCIES	FUNDAÇÃO						TOTAL
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	
+ <i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire						05	05
+ Aphyllophorales		02				02	04
+ <i>Aspergillus flavus</i> Link	03				02		05
○ <i>A. fumigatus</i> Fresen.	13	66	51	09	13	27	179
+ <i>A. japonicus</i> var. <i>aculeatus</i> (Iizuka) Al-Musallam		02			02		04
+ <i>A. japonicus</i> var. <i>japonicus</i> Saito			02	04			06
○ <i>A. nidulans</i> (Eidam) G. Winter	141					90	231
○ <i>A. niger</i> Tiegh.	03	09	61	18	24	02	117
* <i>A. niger</i> var. <i>niger</i> Tiegh.	89					03	92
+ <i>A. sydowii</i> (Bainier & Sartory) Thom & Church			02				02
+ <i>A. tamarii</i> Kita		02			02		04
○ <i>A. terreus</i> Thom	13	175	18	02	22	18	248
+ <i>A. terreus</i> var. <i>aureus</i> Thom & Raper						03	03
Δ <i>A. unguis</i> (Weill & L. Gaudin) Thom & Raper	08	02	03			07	20
+ <i>A. ustus</i> (Bainier) Thom & Church					02	03	05
+ <i>Chaetomium cupreum</i> L.M. Ames		02					02
+ <i>C. leucophora</i> L.M. Ames	02						02
+ <i>C. ochraceum</i> Tschudy						02	02
+ <i>Cladosporium sphaerospermum</i> Penz.		03					03
+ <i>C. tenuissimum</i> Cooke		03	05				08
+ <i>Curvularia eragrostidis</i> (Henn.) J.A. Mey.			04				04
○ <i>Emericella nidulans</i> (Eidam) Vuill.	13	37	561	421	404	03	1.439
○ <i>E. nidulans</i> var. <i>acristata</i> Subram.	300	60	157		31	09	557
Δ <i>E. nidulans</i> var. <i>echinulata</i> Godeas	07					21	28
+ <i>E. varicolor</i> Berk. & Broome					02		02
+ <i>Eupenicillium brefeldianum</i> (B.O. Dodge) Stolk & D.B. Scott	06						06
Δ <i>Fusarium merismoides</i> Corda	18				02		20
+ <i>F. oxysporum</i> E.F. Sm. & Swingle				02			02
+ <i>F. redolens</i> Wollenw.	02						02
+ <i>F. solani</i> (Mart.) Sacc.	04					02	06
+ <i>Humicola fuscoatra</i> Traaen	02	04	03			02	11
+ <i>Monodictys castaneae</i> (Wallr.) S. Hughes			02			02	04
Δ <i>Myrothecium indicum</i> P.Rama Rao		02				18	20
+ <i>M. verrucaria</i> (Alb. & Schwein.) Ditmar					02	02	04
* <i>Neocosmospora vasinfecta</i> var. <i>africana</i> (Arx) P.F. Cannon & D. Hawksw.	05	03	02	27	43	03	83
+ <i>Paecilomyces carneus</i> (Duché & R. Heim) A.H.S. Br. & G. Sm.				07			07
+ <i>P. lilacinus</i> (Thom) Samson	07						07
+ <i>Penicillium decumbens</i> Thom		03					03
+ <i>P. janthinellum</i> Biourge				02	03		05
+ <i>P. vinaceum</i> J.C. Gilman & E.V. Abbott	04						04
+ <i>Rhizopus microsporus</i> var. <i>chinensis</i> (Saito) Schipper & Stalpers		06	02	03	02	02	15
+ <i>R. microsporus</i> var. <i>microsporus</i> Tiegh.		03		06	04	02	15
+ <i>Scopulariopsis brumptii</i> Salv.-Duval					03		03

ESPÉCIES	FUNDAÇÃO						TOTAL
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	
+ <i>S. sphaerospora</i> Zach			04				04
+ <i>Scytalidium lignicola</i> Pesante						02	02
+ <i>Sordaria fimicola</i> (Roberge ex Desm.) Ces. & De Not.		02				03	05
+ <i>Thielavia fragilis</i> (Natarajan) Arx					02		02
* <i>T. terricola</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) C.W. Emmons	15	42	03	02	07	29	98
+ <i>Trichoderma virens</i> (J.H. Mill., Giddens & A.A. Foster) Arx		03					03
TOTAL DE UFC	655	431	880	503	572	262	3.303

+ = rara; Δ = ocasional; * = comum; ○ = abundante.

T1 = controle, sem adição de compostos orgânicos; T2 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de K₂SO₄; T3 = 10% de torta de mamona, 50% de capim elefante e 40% de esterco de caprino; T4 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de termofosfato; T5 = 47% de capim elefante, 50% de esterco de caprino e 3% K₂SO₄; T6 = 57% de capim elefante, 40% de esterco de caprino e 3% de termofosfato.

Tabela 4. Unidades formadoras de colônias (UFC x 10⁴ g⁻¹) de fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (*Cucumis melo* cv. Gold Mine), adubada com compostos orgânicos, durante o período de floração.

ESPÉCIES	FLORAÇÃO						TOTAL
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	
+ <i>Aspergillus flavipes</i> (Bainier & R. Sartory) Thom & Church		03					03
○ <i>A. fumigatus</i> Fresen.	16	21	30	10	13	19	109
Δ <i>A. japonicus</i> var. <i>aculeatus</i> (Iizuka) Al-Musallam			10				10
○ <i>A. japonicus</i> var. <i>japonicus</i> Saito	18	03	03		45		69
+ <i>A. nidulans</i> (Eidam) G. Winter					07		07
Δ <i>A. niger</i> Tiegh.	09	07	01	05			22
+ <i>A. tamarii</i> Kita		02					02
* <i>A. terreus</i> Thom	02	02	03		19	04	30
* <i>A. terreus</i> var. <i>aureus</i> Thom & Raper	05	15	03	02			25
+ <i>A. unguis</i> (Weill & L. Gaudin) Thom & Raper						02	02
Δ <i>Chaetomium ochraceum</i> Tschudy		10			10		20
Δ <i>C. triconosporum</i> (Marchal & É.J. Marchal) Chivers	06	02		06		06	20
+ <i>Cladosporium sphaerospermum</i> Penz.					02		02
○ <i>Emericella nidulans</i> (Eidam) Vuill.	37	02	06	72	286		403
○ <i>E. nidulans</i> var. <i>acristata</i> Subram.	85	22	105	163	145	37	557
* <i>E. nidulans</i> var. <i>echinulata</i> Godeas	09	06	04	06	02		27
+ <i>E. rugulosa</i> (Thom & Raper) C.R. Benj.	02						02
+ <i>Eupenicillium crustaceum</i> F. Ludw.	02						02
Δ <i>Eurotium chevalieri</i> L. Mangin		03	03			02	08
+ <i>E. rubrum</i> W. Bremer		02					02
+ <i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.		02					02
Δ <i>F. solani</i> (Mart.) Sacc.		04	07	02			13
+ <i>Myrothecium indicum</i> P.Rama Rao		03					03
Δ <i>M. roridum</i> Tode		07			03	03	13
+ <i>M. verrucaria</i> (Alb. & Schwein.) Ditmar			02				02
Δ <i>Neocosmospora vasinfecta</i> var. <i>africana</i> (Arx) P.F. Cannon & D. Hawksw.	06	02	03	02			13
+ <i>Paecilomyces variotii</i> Bainier				03			03
+ <i>Penicillium decumbens</i> Thom			03				03
+ <i>P. griseofulvum</i> Dierckx	02			02		02	06
+ <i>P. janthinellum</i> Biourge	03		02				05
Δ <i>P. vinaceum</i> J.C. Gilman & E.V. Abbott	02	06				04	12
+ <i>Rhizopus microsporus</i> var. <i>chinensis</i> (Saito) Schipper & Stalpers			03				03
+ <i>Scopulariopsis croci</i> J.F.H. Beyma						03	03
Δ <i>S. sphaerospora</i> Zach		21					21
+ <i>Talaromyces trachyspermus</i> (Shear) Stolk & Samson					02		02
+ <i>Thielavia fragilis</i> (Natarajan) Arx						06	06
○ <i>T. terricola</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) C.W. Emmons	09	12	19	21	06	07	74
Δ <i>Torula caligans</i> (Bat. & H.P. Upadhyay) M.B. Ellis		04	04	02		12	22
+ <i>Trichoderma viride</i> Pers.			03				03
TOTAL DE UFC	213	161	214	296	540	107	1.531

+ = rara; Δ = ocasional; * = comum; ○ = abundante.

T1 = controle, sem adição de compostos orgânicos; T2 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de K₂SO₄; T3 = 10% de torta de mamona, 50% de capim elefante e 40% de esterco de caprino; T4 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de termofosfato; T5 = 47% de capim elefante, 50% de esterco de caprino e 3% K₂SO₄; T6 = 57% de capim elefante, 40% de esterco de caprino e 3% de termofosfato.

Tabela 5. Unidades formadoras de colônias (UFC x 10⁴ g⁻¹) de fungos filamentosos isolados da rizosfera de meloeiro (*Cucumis melo* cv. Gold Mine), adubada com compostos orgânicos, durante o período de pós-colheita.

ESPÉCIES	PÓS-COLHEITA						TOTAL
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	
+ <i>Aspergillus flavipes</i> (Bainier & R. Sartory) Thom & Church						03	03
○ <i>A. fumigatus</i> Fresen.	16	28	22	21	10	15	112
+ <i>A. japonicus</i> var. <i>japonicus</i> Saito			02			04	06
* <i>A. niger</i> Tiegh.	09	09	05	09	06	02	40
○ <i>A. terreus</i> Thom	09	22	13	09	03	06	62
○ <i>A. terreus</i> var. <i>aureus</i> Thom & Raper		34	03	97		06	140
○ <i>A. viridinutans</i> Ducker & Thrower	02		22	13	10	13	60
Δ <i>Chaetomium convolutum</i> Chivers	04			05	03		12
Δ <i>C. nigricolor</i> L.M. Ames		09		03			12
+ <i>C. trigonosporum</i> (Marchal & É.J. Marchal) Chivers					03		03
○ <i>Emericella nidulans</i> (Eidam) Vuill.	121	13	07			45	186
○ <i>E. nidulans</i> var. <i>acristata</i> Subram.	03	21	169	120	34	66	413
* <i>E. nidulans</i> var. <i>echinulata</i> Godeas	30					06	36
+ <i>Eurotium chevalieri</i> L. Mangin	02						02
+ <i>Fusarium oxysporum</i> E.F. Sm. & Swingle		02	03				05
Δ <i>F. solani</i> (Mart.) Sacc.	02		04		02	02	10
+ <i>F. stilboides</i> Wollenw.			02			02	04
+ <i>Humicola fuscoatra</i> Traaen	02	02			02		06
+ <i>Neocosmospora vasinfecta</i> var. <i>africana</i> (Arx) P.F. Cannon & D. Hawksw.		02					02
Δ <i>Paecilomyces lilacinus</i> (Thom) Samson					21		21
Δ <i>Penicillium citreonigrum</i> Dierckx					16		16
○ <i>P. citrinum</i> Thom	02	34	49		02		87
Δ <i>P. corylophilum</i> Dierckx			04		07		11
+ <i>P. crustosum</i> Thom					03		03
+ <i>P. decumbens</i> Thom	04					02	06
+ <i>P. fellutanum</i> Biourge	02	03	03				08
+ <i>P. pinophilum</i> Thom	03					02	05
○ <i>P. restrictum</i> J.C. Gilman & E.V. Abbott	10	13	24		12	07	66
Δ <i>P. spinulosum</i> Thom				27			27
○ <i>P. vinaceum</i> J.C. Gilman & E.V. Abbott		51			264	04	319
Δ <i>P. waksmanii</i> K.M. Zalessky					16		16
+ <i>Rizhopus microsporus</i> var. <i>microsporus</i> Tiegh.		02		03		02	07
+ <i>Scopulariopsis sphaerospora</i> Zach		04				03	07
+ <i>Talaromyces trachyspermus</i> (Shear) Stolk & Samson						02	02
+ <i>Thielavia fragilis</i> (Natarajan) Arx	02					02	04
Δ <i>T. microspora</i> Mouch.	02	06	07				15
+ <i>T. terrestris</i> (Apinis) Malloch & Cain						02	02
* <i>T. terricola</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) C.W. Emmons	09	21	02		07	07	46
+ <i>Torula caligans</i> (Bat. & H.P. Upadhyay) M.B. Ellis	02	02	02				06
+ <i>Trichoderma pseudokoningii</i> Rifai			02				02
+ <i>Mycelia sterilia</i> escura						02	02
TOTAL DE UFC	237	278	346	308	433	205	1.807

+ = rara; Δ = ocasional; * = comum; ○ = abundante.

T1 = controle, sem adição de compostos orgânicos; T2 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de K_2SO_4 ; T3 = 10% de torta de mamona, 50% de capim elefante e 40% de esterco de caprino; T4 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de termofosfato; T5 = 47% de capim elefante, 50% de esterco de caprino e 3% K_2SO_4 ; T6 = 57% de capim elefante, 40% de esterco de caprino e 3% de termofosfato.

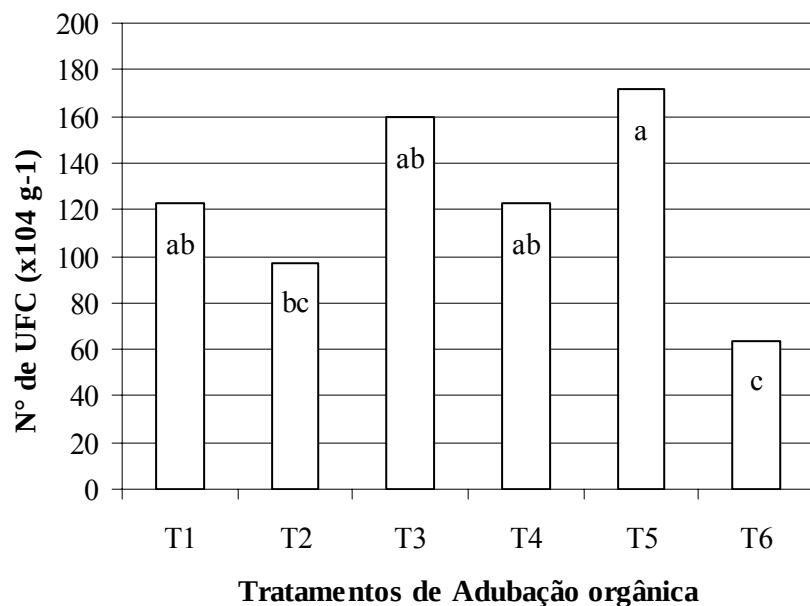


Figura 1. Número de UFC de fungos filamentosos na rizosfera de meloeiros adubados com seis tratamentos de compostos orgânicos: T1 = controle, sem adição de compostos orgânicos; T2 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de K_2SO_4 ; T3 = 10% de torta de mamona, 50% de capim elefante e 40% de esterco de caprino; T4 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de termofosfato; T5 = 47% de capim elefante, 50% de esterco de caprino e 3% K_2SO_4 ; T6 = 57% de capim elefante, 40% de esterco de caprino e 3% de termofosfato.

Capítulo 2

FUNGOS SOLUBILIZADORES DE FÓSFORO ISOLADOS DA RIZOSFERA DE MELOEIROS (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) ADUBADOS COM COMPOSTOS ORGÂNICOS

Artigo a ser submetido para publicação no periódico Plant and Soil

FUNGOS SOLUBILIZADORES DE FÓSFORO ISOLADOS DA RIZOSFERA DE MELOEIROS (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) ADUBADOS COM COMPOSTOS ORGÂNICOS

Flavia Paiva Coutinho^{1,*}, Maria Auxiliadora de Queiroz Cavalcanti¹ e Adriana Mayumi Yano-Melo²

(1) Departamento de Micologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, 50670-901 Recife, Brasil

(2) Colegiado de Zootecnia, Fundação Universidade Federal do Vale do São Francisco, 56304-440 Petrolina, Brasil

(*) Flavia Paiva Coutinho – email: flaviapaco@hotmail.com

Endereço postal: R. Senador Soares Meireles, 213, Casa Amarela, 52070-360, Recife, PE, Brasil. Tel.: (55 81) 32690470

Palavras-chave: fungos filamentosos, microrganismos, semi-árido, Vale do São Francisco, adubação

Resumo

Os microrganismos solubilizadores de P são importantes na rizosfera por possuírem habilidade para disponibilizar P-insolúvel, presente nos compostos, desempenhando papel fundamental no ciclo biogeoquímico do P. Na região do Vale do Submédio São Francisco, a cultura do melão é uma das mais importantes e a introdução do manejo orgânico tem agregado valor aos frutos, aumentando o volume de exportação, porém pouco se conhece sobre a ocorrência de fungos solubilizadores de fosfato nessas áreas. Dessa forma, o objetivo desse trabalho foi avaliar a habilidade de solubilização de fosfato por fungos filamentosos isolados de áreas cultivadas com melão (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) sob adubação orgânica. Para avaliar a capacidade de fungos filamentosos na solubilização de P, discos de micélio dos isolados foram semeados em placa de Petri contendo o meio de cultura GAGES. As placas foram incubadas em temperatura ambiente (28 ± 1 °C) por 12 dias e a habilidade reconhecida pela formação de uma zona clara em volta da colônia. Foram avaliadas 318 amostras de fungos filamentosos pertencentes a 23 gêneros, além de Aphyllophorales e Mycelia sterilia. Dessas amostras, 52 apresentaram habilidade para solubilizar o fosfato: Aphyllophorales (02), *Aspergillus* (34), *Penicillium* (10) e *Rhizopus* (06). Esses resultados contribuem para o conhecimento de espécies solubilizadoras de P na região, bem como para subsidiar pesquisas que testem a capacidade desses fungos solubilizarem diferentes fontes de adubação fosfatada aplicadas na cultura do melão.

Introdução

O Brasil, em 2005, teve uma produção de 352.742 toneladas de frutos de melão (FAO 2005; IBGE 2005).

O nordeste brasileiro responde por cerca de 95% da produção nacional, com 332.879 toneladas, onde o Agropolo do Submédio São Francisco, localizado no semi-árido, é o segundo maior produtor e exportador da região, produzindo cerca de 51.271 toneladas de frutos (Araújo e Vilela 2003; IBGE 2005).

A produtividade vegetal nos trópicos é freqüentemente limitada pelos baixos níveis de nutrientes presentes nos solos em formas assimiláveis. Entre os nutrientes, o fósforo, é talvez o fator mais limitante ao desenvolvimento vegetal nestas regiões, em face de sua característica de alta estabilidade e, conseqüentemente, baixa solubilidade (Sylvester-Bradley et al. 1982; Moreira e Siqueira 2006). No entanto, uma parcela importante da população microbiana possui a habilidade para disponibilizar o fosfato insolúvel, mineral ou orgânico, através dos processos de solubilização ou mineralização. O processo de solubilização ocorre através da produção de ácidos orgânicos pelas raízes das plantas, mas, principalmente, por microrganismos do solo que atuam diretamente na dissolução do fósforo ou pela ação quelante sobre os cátions liberando fosfatos solúveis. (Nahas et al. 1994; Silva Filho et al. 2002). Contudo, os microrganismos solubilizadores desempenham papel fundamental no ciclo biogeoquímico do fósforo e na sua disponibilidade para as plantas, mediante o fluxo de P provindo da biomassa microbiana, por solubilizar o P inorgânico e mineralizar o P orgânico (Paul e Clark 1996; Carneiro et al. 2004).

Com o avanço da agricultura orgânica na fruticultura do Vale do Submédio São Francisco, muitas fontes de resíduo têm sido aplicadas, porém pouco se conhece sobre os efeitos dessas fontes sobre a microbiota do solo. Os fungos solubilizadores de fósforo fazem parte da microbiota benéfica do solo, por disponibilizar o fósforo, um elemento de baixa mobilidade e um dos mais importantes para o crescimento vegetal. Assim, fontes de resíduo orgânico que favoreçam o aumento da população de fungos solubilizadores de P são de fundamental importância para melhor aproveitamento nutricional pelas culturas de interesse na região, em especial o melão, por ser um dos mais cultivados e importantes produtos do agronegócio brasileiro, conquistando espaço cada vez maior nos mercados nacional e internacional.

Dessa forma, o objetivo desse trabalho foi avaliar a habilidade de solubilização de fosfato por fungos filamentosos isolados de rizosferas de meloeiros (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) tratadas com compostos orgânicos.

Materiais e métodos

Amostras de fungos filamentosos avaliadas

Foram avaliadas 318 amostras de fungos filamentosos correspondentes a 23 gêneros, totalizando 78 espécies, além de isolados de Aphyllaphorales e Mycelia sterilia (Tabela 1), oriundas da rizosfera de meloeiro, adubadas com diferentes fontes de composto orgânico (Tabela 2).

Avaliação e caracterização dos fungos solubilizadores de fósforo

A avaliação da capacidade dos fungos filamentosos solubilizarem fósforo foi realizada pelo semeio de um disco de 5 mm de diâmetro, retirado da borda da colônia, e transferida para placas de Petri contendo meio sólido GAGES (glicose, arabinose, glicerol, extrato de solo, CaCl_2 , MgSO_4 e NaCl). As placas foram incubadas em temperatura ambiente (28 ± 1 °C) por 12 dias. A formação de uma zona clara em volta da colônia caracterizou os fungos solubilizadores.

Análises físicas e químicas do solo

As amostras de solo rizosférico classificado como argissolo acinzentado foram analisadas quanto aos atributos químicos, pelo Laboratório de Solos da Embrapa Semi-Árido (Tabela 3).

A análise química do solo seguiu a metodologia da Embrapa (1997), sendo o potássio (K) e o sódio (Na) trocáveis por fotometria de chama, após extração com solução Mehlich-1 (HCl 0,05 mol/L + H_2SO_4 0,025 mol/L), enquanto cálcio (Ca), magnésio (Mg) e alumínio (Al) trocáveis foram extraídos com KCl 1mol/L. O Ca e o Mg foram determinados por espectrofotometria de absorção atômica e o Al por titrimetria; a acidez potencial ($\text{Al} + \text{H}$) foi determinada após extração com acetato de cálcio 0,5 mol/L a pH 7,0; o fósforo (P) disponível foi determinado por colorimetria após a extração com Mehlich-1; o pH em água foi

determinado na relação 1:2,5 de solo:solução. A partir destes dados foram calculados o teor de matéria orgânica (MO) e a capacidade de troca de cátions (CTC).

Análise estatística

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso em arranjo fatorial 3x6, sendo 3 períodos de avaliação (fundação, floração e pós-colheita) e 6 tratamentos de adubação, em 3 repetições. Os valores do número de UFC (unidades formadoras de colônias) foram transformados para raiz de $x + 1$ antes da análise de variância (ANOVA). As médias foram comparadas pelo teste de média (LSD) a 5% de probabilidade utilizando-se o programa Statistica 5.0 (Statsoft, 1997).

Resultados

Das 318 amostras avaliadas, 52 apresentaram habilidade para solubilizar o fosfato: *Aphylophorales* (02), *Aspergillus flavus* (02), *Aspergillus japonicus* var. *aculeatus* (03), *Aspergillus japonicus* var. *japonicus* (08), *Aspergillus niger* (16), *Aspergillus niger* var. *niger* (02), *Aspergillus tamarii* (03), *Penicillium citreonigrum* (01), *Penicillium crustosum* (01), *Penicillium decumbens* (04), *Penicillium janthinellum* (04) e *Rhizopus microsporus* var. *chinensis* (06).

Aspergillus japonicus var. *aculeatus*, *A. japonicus* var. *japonicus*, *A. niger* var. *niger*, *A. tamarii*, *Penicillium citreonigrum*, *P. crustosum*, *P. decumbens*, *P. janthinellum* e *Rhizopus microsporus* var. *chinensis* são relatadas pela primeira vez como solubilizadores de P.

Pela análise de variância não houve diferença no número de UFC entre os tratamentos de adubação orgânica; no entanto foi observada diferença entre os períodos de coleta. O período de fundação apresentou maior quantidade de UFC ($14,16 \times 10^4$ UFC g⁻¹), seguido do período de floração ($6,33 \times 10^4$ UFC g⁻¹) e colheita ($3,94 \times 10^4$ UFC g⁻¹).

Discussão

Entre os fungos avaliados, *Aspergillus* destacou-se com predomínio de espécies, seguido por *Penicillium*, sendo esses gêneros os mais citados na literatura como solubilizadores de fósforo (Thomas, 1985; Salih et al., 1989; Illmer e Schinner, 1992; Silva Filho et al., 2002; Wakelin et al., 2004; Souchie et al., 2006). Outros relatos indicam o domínio de *Aspergillus niger* entre as espécies solubilizadoras de P do solo. Essa espécie foi isolada em plantações de côco, beterraba, azeitona, trigo, grão-de-bico, soja, fava, arroz, cana-de-açúcar, *Pinus*, *Eucalyptus* e *Avicennia germinans* L. (Thomas, 1985; Nahas et al., 1994; Vassilev et al., 1995; Omar, 1998; Vassileva et al., 1998; Vazquez et al., 2000; Wahid e Mehana, 2000; Abd-Alla e Omar, 2001; Rashid et al., 2004; Zayed e Abdel-Motaal, 2005). No presente estudo, 16 amostras de *A. niger* foram avaliadas e todas apresentaram habilidade para solubilizar fosfato.

Aspergillus flavus também é referida como solubilizadora de fosfato (Abd-Alla e Omar, 2001; Sapatnekar et al., 2003; Rashid et al., 2004). Duas amostras desta espécie também mostraram capacidade de solubilização de P neste trabalho. Da mesma forma, *Aspergillus awamori*, *A. fumigatus*, *A. glaucus*, *A. nidulans*, *A. terreus*, *A. wentii*, *Chaetomium funicola*, *Chaetophoma oleacina*, *Cladosporium oxysporum*, *Emericella nidulans*, *Fusarium oxysporum*, *F. roseum*, *Rhizoctonia bataticola*, *Sordaria fimicola* e *Thielavia terricola*, isoladas na Índia, são referidos por Sapatnekar et al. (2003) por solubilizar fósforo. Neste estudo, amostras de *Aspergillus fumigatus*, *A. nidulans*, *A. terreus*, *Emericella nidulans*, *Fusarium oxysporum*, *Sordaria fimicola* e *Thielavia terricola* foram avaliadas, porém não apresentaram essa atividade. Similarmente, *Penicillium citrinum* e *Trichoderma viride* não apresentaram capacidade de solubilizar P, embora *P. citrinum* isolada de plantações de trigo e rizosfera de soja e fava (Omar, 1998; Abd-Alla e Omar, 2001) e *T. viride*, isolada de solo negro de Maharashtra, Índia, e plantios de cana-de-açúcar (Sapatnekar et al., 2003; Zayed e Abdel-Motaal, 2005), tenham sido referidas como capazes de disponibilizar fosfato.

Alguns autores (Thomas, 1985; Salih et al., 1989; Illmer e Schinner, 1992; Chabot et al., 1996; Silva Filho et al., 2002; Wakelin et al., 2004; Souchie et al., 2006) relatam a ocorrência dos gêneros

Aspergillus, *Penicillium* e *Trichoderma* sem a identificação em nível específico, dificultando estudos comparativos com as espécies avaliadas neste trabalho.

Nahas et al. (1994) relataram que, dependendo do solo, o número de solubilizadores varia de 8,1 a 57,9% do total de fungos. Das espécies avaliadas, 15% são solubilizadoras de P, mostrando que esse resultado se enquadra nos obtidos por Nahas et al.

No período de fundação observou-se maior quantidade de UFC, provavelmente devido ao maior teor de P adicionado aos substratos, o que teria influenciado no número de UFC, visto que a redução na quantidade de P nos períodos de floração e pós-colheita acarretou diminuição no número de UFC.

A adubação orgânica, em meloeiro, favoreceu a ocorrência de espécies solubilizadoras de P. Dessa forma, para a cultura do melão, a adubação orgânica contribuiu para o aumento da comunidade de fungos solubilizadores de P, possibilitando maior disponibilização de fósforo provindo das fontes de compostos orgânicos.

Agradecimentos

Os autores agradecem à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), à Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa Semi-Árido) e ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos/Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

Referências

Abd-Alla M H e Omar S A 2001 Survival of Rhizobia/Bradyrhizobia and a rock-phosphate-solubilizing fungus *Aspergillus niger* on various carriers from some agro-industrial wasters and their effects on nodulation and growth of faba bean and soybean. J Plant Nutr 24(2), 261-272

Araújo J L P e Vilela N J 2003 Aspectos Socioeconômicos. In Frutas do Brasil, 33: Melão, Produção Aspectos Técnicos. Eds. Silva H R and Costa N D. pp. 15-18. Embrapa Hortaliças Semi-Árido, Brasília.

Carneiro R G, Mendes I C, Lovato P E, Carvalho A M e Vivaldi L J 2004 Indicadores biológicos associados ao ciclo do fósforo em solos de Cerrado sob plantio direto e plantio convencional. *Pesqui Agropecu Bras* 39(7), 661-669

Chabot R, Antoun H e Cescas M P 1996 Growth promotion of maize and lettuce by phosphate-solubilizing *Rhizobium leguminosarum* biovar. *phaseoli*. *Plant Soil* 184(2), 311-321

Embrapa 1997 Manual de Métodos de Análise de Solo. Centro Nacional de Pesquisa de Solos, Rio de Janeiro. 212 pp.

FAO 2005 Statistical database. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/default.aspx>> Acessado em 25 maio 2007

IBGE 2005 Produção agrícola. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/tabela/listabl.asp?c=1612&z=t&o=10>> Acessado em 25 maio 2007

Illmer P e Schinner F 1992 Solubilization of inorganic phosphates by microorganisms isolated from forest soils. *Soil Biol Biochem* 24(4), 389-395

Moreira F M S e Siqueira J O 2006 Microbiologia e Bioquímica do Solo. Editora UFLA, Lavras. 729 pp.

Nahas E, Centurion J F e Assis L C 1994 Microrganismos solubilizadores de fosfato e produtores de fosfatases de vários solos. *Rev Bras Cienc Solo* 18, 43-48

Omar S A 1998 The role of rock-phosphate-solubilizing fungi and vesicular–arbuscular-mycorrhiza (VAM) in growth of wheat plants fertilized with rock phosphate. *World J Microbiol Biotechnol* 14(2), 211-218

Paul E A e Clark F E 1996 *Soil microbiology and biochemistry*. Academic Press, San Diego. 340 pp.

Rashid M, Khalil S, Ayub N, Alam S e Latif F 2004 Organic acids production and phosphate solubilization by phosphate solubilizing microorganisms (PSM) under *in vitro* conditions. *Pak J Biol Agric Sci* 7(2), 187-196

Salih H M, Yahya A I, Abdul-Rahem A M e Munam B H 1989 Availability of phosphorus in calcareous soil treated with rock phosphate or superphosphate as affected by phosphate-dissolving fungi. *Plant Soil* 120, 181-185

Sapatnekar H G, Rasal P H e Patil P L 2003 Occurrence of phosphate solubilizing fungi in black soils of Maharashtra. *J Maharashtra Agric Univ* 28(2), 164-165

Silva Filho G N, Narloch C e Scharf R 2002 Solubilização de fosfatos naturais por microrganismos isolados de cultivos de *Pinus* e *Eucalyptus* de Santa Catarina. *Pesqui Agropecu Bras* 37(6), 847-854

Souchie E L, Saggin-Júnior O J, Silva E M R, Campello E F C, Azcón R e Barea J M 2006 Communities of P-solubilizing bacteria, fungi and arbuscular mycorrhizal fungi in grass pasture and secondary forest of Paraty, RJ - Brazil. *An Acad Bras Cienc* 78(1), 183-193

Statsoft Inc 1997 *Statistica for Windows*. OK: Statsoft Inc, Tulsa

Sylvester-Bradley R, Asakawa N, La Torraca S, Magalhães F M M, Oliveira L A e Pereira R M 1982 Levantamento quantitativo de microorganismos solubilizadores de fosfatos na rizosfera de gramíneas e leguminosas forrageiras na Amazônia. *Acta Amazonica* 12(1), 15-22

Thomas G V 1985 Occurrence and activity of phosphate-solubilizing fungi from coconut plantation soils. *Plant Soil* 87, 357-364

Vassilev N, Baca M T, Vassileva M, Franco I e Azcon R 1995 Rock phosphate solubilization by *Aspergillus niger* grown on sugar-beet waste medium. *Appl Microbiol Biotechnol* 44(3), 546-549

Vassileva M, Vassilev N e Azcon R 1998 Rock phosphate solubilization by *Aspergillus niger* on olive cake-based medium and its further application in a soil–plant system. *World J Microbiol Biotechnol* 14(2), 281-284

Vazquez P, Holguin G, Puente M E, Lopez-Cortes A e Bashan Y 2000 Phosphate-solubilizing microorganisms associated with the rhizosphere of mangroves in a semiarid coastal lagoon. *Biol Fertil Soils* 30(5-6), 460-468

Wahid O A e Mehana T A 2000 Impact of phosphate-solubilizing fungi on the yield and phosphorus-uptake by wheat and faba bean plants. *Microbiol Res* 155(3), 221-227

Wakelin S A, Warren R A, Harvey PR e Ryder M H 2004 Phosphate solubilization by *Penicillium* spp. Closely associated with wheat roots. *Biol Fertil Soils* 40(1), 36-43

Zayed G e Abdel-Motaal H 2005 Bio-production of compost with low pH and high soluble phosphorus from sugar cane bagasse enriched with rock phosphate. *World J Microbiol Biotechnol* 21(5), 747-752

Tabela 1. Fungos filamentosos avaliados quanto à capacidade de solubilização de fósforo.

Gêneros/Espécies	Nº de Amostras	Gêneros/Espécies	Nº de Amostras
<i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire	01	<i>Fusarium stilboides</i> Wollenw.	02
Aphylophorales	02	<i>Humicola fuscoatra</i> Traaen	07
<i>Aspergillus flavipes</i> (Bainier & R. Sartory) Thom & Church	02	<i>Monodictys castaneae</i> (Wallr.) S. Hughes	02
<i>A. flavus</i> Link	02	<i>Myrothecium indicum</i> P.Rama Rao	03
<i>A. fumigatus</i> Fresen.	18	<i>M. roridum</i> Tode	03
<i>A. japonicus</i> var. <i>aculeatus</i> (Iizuka) Al-Musallam	03	<i>M. verrucaria</i> (Alb. & Schwein.) Ditmar	03
<i>A. japonicus</i> var. <i>japonicus</i> Saito	08	<i>Neocosmospora vasinfecta</i> var. <i>africana</i> (Arx) P.F. Cannon & D. Hawksw.	11
<i>A. nidulans</i> (Eidam) G. Winter	03	<i>Paecilomyces carneus</i> (Duché & R. Heim) A.H.S. Br. & G. Sm.	01
<i>A. niger</i> Tiegh.	16	<i>P. lilacinus</i> (Thom) Samson	02
<i>A. niger</i> var. <i>niger</i> Tiegh.	02	<i>P. variotii</i> Bainier	01
<i>A. sydowii</i> (Bainier & Sartory) Thom & Church	01	<i>Penicillium citreonigrum</i> Dierckx	01
<i>A. tamarii</i> Kita	03	<i>P. citrinum</i> Thom	04
<i>A. terreus</i> Thom	17	<i>P. corylophilum</i> Dierckx	02
<i>A. terreus</i> var. <i>aureus</i> Thom & Raper	09	<i>P. crustosum</i> Thom	01
<i>A. ungüis</i> (Weill & L. Gaudin) Thom & Raper	05	<i>P. decumbens</i> Thom	04
<i>A. ustus</i> (Bainier) Thom & Church	02	<i>P. fellutanum</i> Biourge	03
<i>A. viridinutans</i> Ducker & Thrower	05	<i>P. griseofulvum</i> Dierckx	03
<i>Chaetomium convolutum</i> Chivers	03	<i>P. janthinellum</i> Biourge	04
<i>C. cupreum</i> L.M. Ames	01	<i>P. pinophilum</i> Thom	02
<i>C. leucophora</i> L.M. Ames	01	<i>P. restrictum</i> J.C. Gilman & E.V. Abbott	05
<i>C. nigricolor</i> L.M. Ames	02	<i>P. spinulosum</i> Thom	01
<i>C. ochraceum</i> Tschudy	03	<i>P. vinaceum</i> J.C. Gilman & E.V. Abbott	07
<i>C. trigonosporum</i> (Marchal & É.J. Marchal) Chivers	05	<i>P. waksmanii</i> K.M. Zalessky	01
<i>Cladosporium sphaerospermum</i> Penz.	02	<i>Rhizopus microsporus</i> var. <i>chinensis</i> (Saito) Schipper & Stalpers	06
<i>C. tenuissimum</i> Cooke	02	<i>R. microsporus</i> var. <i>microsporus</i> Tiegh.	07
<i>Curvularia eragrostidis</i> (Henn.) J.A. Mey.	01	<i>Scopulariopsis brumptii</i> Salv.-Duval	01
<i>Emericella nidulans</i> (Eidam) Vuill.	15	<i>S. croci</i> J.F.H. Beyma	01
<i>E. nidulans</i> var. <i>acristata</i> Subram.	17	<i>S. sphaerospora</i> Zach	04
<i>E. nidulans</i> var. <i>echinulata</i> Godeas	09	<i>Scytalidium lignicola</i> Pesante	01
<i>E. rugulosa</i> (Thom & Raper) C.R. Benj.	01	<i>Sordaria fimicola</i> (Roberge ex Desm.) Ces. & De Not.	02
<i>E. varicolor</i> Berk. & Broome	01	<i>Talaromyces trachyspermus</i> (Shear) Stolk & Samson	02
<i>Eupenicillium brefeldianum</i> (B.O. Dodge) Stolk & D.B. Scott	01	<i>Thielavia fragilis</i> (Natarajan) Arx	04
<i>E. crustaceum</i> F. Ludw.	01	<i>T. microspora</i> Mouch.	03
<i>Eurotium chevalieri</i> L. Mangin	04	<i>T. terrestris</i> (Apinis) Malloch & Cain	01
<i>E. rubrum</i> W. Bremer	01	<i>T. terricola</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) C.W. Emmons	17
<i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.	01	<i>Torula caligans</i> (Bat. & H.P. Upadhyay) M.B. Ellis	07
<i>F. merismoides</i> Corda	02	<i>Trichoderma pseudokoningii</i> Rifai	01
<i>F. oxysporum</i> E.F. Sm. & Swingle	03	<i>T. virens</i> (J.H. Mill., Giddens & A.A. Foster) Arx	01
<i>F. redolens</i> Wollenw.	01	<i>T. viride</i> Pers.	01
<i>F. solani</i> (Mart.) Sacc.	09	<i>Mycelia sterilia escura</i>	01
Nº TOTAL DE AMOSTRAS	185		133

Tabela 2. Fontes orgânicas utilizadas como adubo em área de produção comercial de melão (Petrolina, Brasil), constituindo seis tratamentos de solo (T1-T6).

Tratamento	Torta de Mamona	Capim elefante	Bagaço de côco	Esterco de caprino	Termofosfato	K ₂ SO ₄
T1*	-	-	-	-	-	-
T2			77%	20%		03%
T3	10%	50%		40%		
T4			77%	20%	03%	
T5		47%		50%		03%
T6		57%		40%	03%	

Foram adicionados 50% de termofosfato e 50% de K₂SO₄ aos tratamentos 2 a 6.

* Controle – sem aplicação de fontes de composto orgânico.

Tabela 3. Atributos químicos dos solos cultivados com meloeiro (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) e adubados com compostos orgânicos, em três períodos do cultivo.

Tratamentos	MO g/Kg	pH	CE dS/m	P mg/dm ³	K	Ca	Mg cmolc/dm ³	Na	CTC
T1									
Fundação	6,72	6,00	0,21	3,00	0,10	1,10	0,50	0,02	3,04
Floração	5,48	6,43	0,12	5,75	0,09	1,30	0,43	0,02	3,70
Pós-colheita	6,16	5,73	0,11	2,50	3,33	0,95	0,45	0,03	6,75
T2									
Fundação	8,58	6,20	0,53	57,0	0,39	1,70	0,60	0,03	4,20
Floração	6,73	6,98	0,20	120,75	0,21	1,50	0,65	0,04	3,26
Pós-colheita	4,72	6,55	0,18	33,75	3,64	1,00	0,65	0,03	6,55
T3									
Fundação	7,86	6,50	0,32	56,00	0,18	1,60	0,80	0,02	3,59
Floração	7,89	7,20	0,19	50,75	0,16	1,90	0,73	0,03	2,82
Pós-colheita	4,10	6,13	0,18	08,75	2,95	0,85	0,58	0,03	6,18
T4									
Fundação	7,55	6,30	0,27	05,00	0,21	1,10	0,60	0,01	2,91
Floração	7,99	6,68	0,14	17,00	0,20	1,58	0,63	0,02	3,08
Pós-colheita	6,88	6,70	0,17	16,50	3,61	1,23	0,63	0,04	6,85
T5									
Fundação	09,31	6,80	0,39	138,00	0,13	1,90	1,00	0,03	3,88
Floração	14,95	6,93	0,18	47,0	0,18	2,18	0,80	0,03	3,51
Pós-colheita	04,11	6,73	0,14	19,75	2,84	1,10	0,73	0,03	5,69
T6									
Fundação	6,52	7,20	0,66	203,00	0,25	1,90	1,2	0,04	3,39
Floração	8,25	7,08	0,21	104,25	0,20	2,00	0,8	0,04	3,44
Pós-colheita	3,96	6,55	0,20	18,0	2,32	0,98	0,6	0,03	5,69

pH em água (1:2,5); MO = matéria orgânica; CE = condutividade elétrica; CTC = capacidade de troca catiônica.

T1 = controle, sem adição de compostos orgânicos; T2 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de K₂SO₄; T3 = 10% de torta de mamona, 50% de capim elefante e 40% de esterco de caprino; T4 = 77% de bagaço de côco, 20% de esterco de caprino e 3% de termofosfato; T5 = 47% de capim elefante, 50% de esterco de caprino e 3% K₂SO₄; T6 = 57% de capim elefante, 40% de esterco de caprino e 3% de termofosfato.

Capítulo 3

NEW RECORDS OF ASCOMYCOTA FROM BRAZIL

Artigo aceito para publicação no periódico Mycotaxon, volume 101, 2007

New records of Ascomycota from Brazil

FLAVIA PAIVA COUTINHO

flaviapaco@yahoo.com.br

Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Micologia
Av. Prof. Nelson Chaves, s/n° CEP: 50670-901, Recife, PE, Brazil

MARIA AUXILIADORA DE QUEIROZ CAVALCANTI

xiliamac@terra.com.br

Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Micologia
Av. Prof. Nelson Chaves, s/n° CEP: 50670-901, Recife, PE, Brazil

ADRIANA MAYUMI YANO-MELO

amymelo17@hotmail.com

Fundação Universidade Federal do Vale do São Francisco, Colegiado de Zootecnia
Rua da Simpatia, 179 CEP: 56304-440, Petrolina, PE, Brazil

Abstract — The taxonomic study of filamentous fungi isolated from the rhizosphere of melon (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) plantations treated with different combinations of organic composts reveals five species — *Chaetomium convolutum*, *C. ochraceum*, *C. trigonosporum*, *Thielavia fragilis* and *T. microspora* — documented for the first time in Brazil. Keys to all known Brazilian species of *Chaetomium* and *Thielavia* are also provided.

Key words — ascomycetes, taxonomy

Introduction

During the last decade, melon culture in the Brazilian semiarid northeastern region came to be regarded as an option for short-term investment in sales for national and international markets (Nachreiner et al. 2005). Many types of organic residues have been applied while developing this horticulture in the San Francisco Valley in Petrolina, Pernambuco, Brazil. Little, however, is known of the effects of these composts on the soil microbiology, mainly on filamentous fungi.

The purpose of the present taxonomic work was to study filamentous fungi isolated from the rhizosphere in melon (*Cucumis melo* L. cv. Gold Mine) plantations treated with different combinations of organic composts, which included composted leaves of *Pennisetum purpureum* Schumach., coconut fibre, goat manure — all of which were or were not supplemented with inorganic potassium sulphate. Five species isolated (i.e., *Chaetomium convolutum*, *C. ochraceum*, *C. trigonosporum*, *Thielavia fragilis*, *T. microspora*) constitute first reports of these taxa for Brazil.

Materials and methods

Soils were collected from cultivated melon (*Cucumis melo* cv. Gold Mine) rhizospheres in semiarid land from Brazil (S 09°32'09'' and W 40°55'28''). This area was fertilized with combinations of organic composts from *Pennisetum purpureum* leaves, coconut fibre, and goat manure. These organic composts were either supplemented with inorganic potassium sulphate or allowed to compost without added chemical. Each soil sample consisted of three replicates from each melon rhizosphere.

Fungi were isolated using a serial dilution technique. 25 g per soil sample was suspended in 225 ml of sterilized distilled H₂O (dilution 1:10); 10 ml of the first suspension was added to 990 ml of sterilized distilled H₂O (dilution 1:1000), of which 1 ml was poured into Petri dishes containing Sabouraud Agar supplemented with chloramphenicol (500 mg L⁻¹). Triplicates of the plates were stored at room temperature (~28 °C). Fungal growth was monitored for 72 h. Filamentous fungus species were identified based on macroscopic and microscopic characteristics according to Ames (1961), Corlett (1966), Arx (1975), and Arx et al. (1986).

Taxonomy

Species descriptions

Chaetomium convolutum Chivers, Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences 48: 85 (1912)

Perithecia ostiolate, subglobose or egg-shaped, 242-285 x 250-268µm, light brown and clothed with relatively few, loose, wide-spreading hairs. Terminal hairs forming a broadly spreading head, black, regularly and thickly covered with minute spines and globular projections, irregularly and obscurely septate, straight below, spirally coiled above, the convolutions open and of large diameter below, 8-10 in number, but toward the tip are constantly and evenly decreased in diameter and becoming more and more closely appressed. Lateral hairs comparatively few in number, septate, graceful, tapering, straight, yellow at the base, minutely roughened, about 4.0-5.0µm in diameter, tapering and fading to a long, hyaline, frequently collapsed tip. Asci club-shaped, 8-spored, 42.5 x 7.5µm. Ascospores, when young colorless with granular contents, when mature pale dull-olive, ovate or almond-shaped, bluntly pointed at either end, slightly apiculate, 8-8.5 x 6.0-6.25µm.

Habitat: *Cucumis melo* cv. Gold Mine rhizospheres treated with composted *Pennisetum purpureum* leaves, goat manure, coconut fibre, and inorganic potassium sulphate.

Known distribution: Egypt, Germany, India, Israel, Kenya, Russia, Spain, Taiwan, U.K., U.S.A. and (with this paper) Brazil.

NOTES: *Chaetomium convolutum* may be recognized by the very long terminal hairs with loosely spirally coiled ends, drooping with 8-10 turns. Among related species, *C. subspirale* differs by producing barrel-shaped perithecia, slender terminal hairs, and spirally coiled, short, often thread-like tips that give a fuzzy appearance while *C. pulchellum* produces barrel-shaped perithecia and medium coarse terminal hairs that coiled above in large loops that narrow to blunt tips.

Chaetomium ochraceum Tschudy, American Journal of Botany 24: 475 (1937)

Perithecia ostiolate, globose, about 333-400µm in diameter, overall color green to yellow-green when young, graying with age, lightly attached to the substratum. Terminal hairs narrow throughout their length, light colored, yellow-green with variations when young, smooth, nonseptate, irregularly sinuous, kinky or loosely coiled, interwoven into a large, dense, compact head. Lateral hairs similar but shorter, less sinuous, irregular and appressed. Asci clavate, 8-spored. Ascospores dark olive-brown, ovoid or faintly apiculate at both ends, 7.5 x 5.5µm.

Habitat: *Cucumis melo* cv. Gold Mine rhizospheres treated with composted coconut fibre, goat manure, and potassium sulphate.

Known distribution: U.S.A. and currently also in Brazil.

NOTES: *C. ochraceum* is recognized by the ochraceous mycelium, the extremely fine, sinuous and slender unbranched terminal hairs that intertwine to form a dense compact head, and the small ascospores. It differs from *C. globosum* by the presence of ascospores varying from subglobose to lemon-shaped, not exceeding 10.5µm long. *C. olivaceum* has distinctly longer (up to 16µm), more uniformly shaped ascospores and wavy, terminal hairs; *C. circinatum* has longer (up to 15µm), ovoid to lemon-shaped ascospores and long, robust terminal hairs with circinate (2-3 times recurved) tips up to 7.5µm in diameter.

Chaetomium trigonosporum (Marchal) Chivers, Memoirs of the Torrey Botanical Club 14(3): 166 (1915)

Basionym: *Bommerella trigonospora* Marchal, Bulletin de la Société Royale de Botanique de Belgique 24: 164 (1885).

Perithecia ostiolate, globose to subglobose to somewhat elongated, 249.6 x 160µm, black, seated on mats of hyphae which are olive-yellow to olive brown, at maturity producing long, slender, straight or curved, black spore columns. Terminal hairs straight, unbranched, dark rich olive, regularly septate except near the tips, smooth or only slightly and obscurely roughened, at base about 4.0µm in diameter, at tip pale yellow or colorless, without septa. Lateral hairs rather numerous, comparatively short, spine-like, tapering, below, dark olive-brown, minutely roughened, conspicuously and evenly septate, smooth, colorless near tip. Asci narrowly and irregularly club-shaped, 8-spored. Ascospores greenish, when mature rich olive-yellow to dark olive-brown, in face view irregularly triangular, 7.5-10 x 5.0-6.5µm.

Habitat: *Cucumis melo* cv. Gold Mine rhizosphere.

Known distribution: Belgium, Canada, Japan, U.S.A. and currently also in Brazil.

NOTES: This species may be recognized by the short, stiff and spine-like terminal hairs and triangular ascospores. *C. brevipilum* is differentiated by its lemon-shaped ascospores, short terminal hairs tufted about the ostiole, and elongated, barrel-shaped perithecia. Other similar species include *C. homopilatum* with lemon-shaped ascospores, evenly distributed short terminal hairs, and broadly vase-shaped perithecia; *C. seminudum* with almond-shaped ascospores up to 10µm long, 230µm tall vase-shaped perithecia; and *C. minutum* with up to 8.5µm long, depressed, ovoid ascospores and vase-shaped perithecia that are up to 125µm tall.

Key to the species of *Chaetomium* in Brazil

1. Terminal hairs distinctly branched2
1. Terminal hairs unbranched8
2. Terminal hairs dichotomously branched3
2. Terminal hairs not dichotomously branched4
3. Terminal hairs all of one type*C. indicum* Corda
3. Terminal hairs of two types*C. funicola* Cooke
4. Terminal hairs typically branched at right angles*C. spinosum* Chivers
4. Terminal hairs not branched at right angles5
5. Terminal hairs coiled6
5. Terminal hairs not coiled, flexuous7
6. Coiled hairs intermingled with other types; perithecia vase-shaped, up to 750µm tall, the upper portion of markedly elongate cells; ascospores ovoid to globose, under 7µm long*C. caprinum* Bainier
6. Coiled hairs not intermingled with other types; perithecia broadly ovoid, often with blunt, pointed base; ascospores ellipsoid, up to 7.4µm long, often containing an elliptical refractive area*C. bostrychodes* Zopf
7. Asci linear-cylindrical; terminal hairs ribbon-like, somewhat twisted, undulate*C. senegalense* L.M. Ames

7. Asci club-shaped; terminal hairs of one type, with large crystals and projections appearing at random, undulating or with occasional spiral coils frequently branching	<i>C. nigricolor</i> L.M. Ames
8. Terminal hairs straight, wavy or arcuate	9
8. Terminal hairs coiled or contorted	13
9. Terminal hairs straight, slightly curved or wavy	10
9. Terminal hairs undulate to arcuate with occasional branched tips	<i>C. ochraceum</i>
10. Terminal hairs short, stiff and spine-like or very long	11
10. Terminal hairs not stiff and spine-like	12
11. Ascospores triangular	<i>C. trigonosporum</i>
11. Ascospores lemon-shaped	<i>C. homopilatum</i> Omvik
12. Terminal hairs slightly recurved at base, tips incurved, not dense	<i>C. aureum</i> Chivers
12. Terminal hairs slender, straight or wavy	<i>C. globosum</i> Kunze
13. Terminal hairs uniformly coiled or contorted	14
13. Terminal hairs with 4-7 close spirals accompanied by a few long, flexuous hairs, forming a relatively compact head	<i>C. brasiliense</i> Bat. & Pontual
14. Perithecia egg-shaped	<i>C. convolutum</i>
14. Perithecia subglobose	15
15. Ascospores fusiform, up to 16µm long	<i>C. fusiforme</i> Chivers
15. Ascospores cymbiform, less than 13µm long	16
16. Species produces a yellowish pigment that is soluble in water; terminal hairs strongly curved, slender, not bulbous at base, 1-3 spiral convolutions at tips	<i>C. trilaterale</i> Chivers
16. Species produces a copper-colored pigment that is insoluble in water; terminal hairs stiff, bulbous at base, heavily incrustated with copper-colored crystals arcuate from base, terminating in 1-2 spiral convolutions at tips	<i>C. cupreum</i> L.M. Ames

Thielavia fragilis (Natarajan) Arx, Studies in Mycology 8: 8 (1975)

Basionym: *Chaetomidium fragile* Natarajan, Proceedings of the Indian National Science Academy, Part B. Biological Sciences 37(3): 124 (1972) ['1971']

This species has spherical, light brown ascomata, composed of flattened, brown textura epidermoidea. The ascomata may be smooth or covered with some very long, brown, 2.5µm wide hairs with hyaline ends; asci clavate, 22.5-25 x 7.5-10µm; the ascospores are rather irregular in shape, but are often nearly clavate or obovate, rounded at one end, attenuated and provided with a distinct germ pore at the other, 12.5 x 6.5µm in size.

Habitat: *Cucumis melo* cv. Gold Mine rhizospheres treated with organic composted *Pennisetum purpureum* leaves, goat manure, and potassium sulphate.

Known distribution: India, Korea and currently also in Brazil.

NOTES: This species may be recognized by the usually setose ascomal wall, clavate asci, and obovate to nearly clavate ascospores. The similar *T. variospora* has variably shaped, irregular ascospores 9-15 x 5-9µm in size and smooth ascomata.

Thielavia microspora Mouch., Bulletin Trimestriel de la Société Mycologique de France 89: 300 (1973)

Colonies grayish-brown, aerial mycelium composed of hyaline or brownish, septate, sometimes verrucose hyphae; ascomata spherical, non-ostiolate, 50-200µm in diameter, composed of brown, flattened cells (textura epidermoidea); asci obovate or ellipsoidal, evanescent, 8-spored, 15-25 x 10-15µm; ascospores broadly ellipsoidal, at one end with a rather distinct germ pore, at the other end often slightly apiculate, brown, when mature, 8-10 x 5.5-6.5µm; chlamydospores present.

Habitat: *Cucumis melo* cv. Gold Mine rhizospheres treated with organic composted coconut fibre, goat manure, and potassium sulphate.

Known distribution: Egypt, Kuwait and currently also in Brazil.

NOTES: This species may be recognized by the smooth or tomentose ascomata, usually smaller ellipsoidal ascospores, and ellipsoidal conidia that are often present. The similar *T. terrestris* can be separated by its dark brown ascomal wall, usually ovate ascospores measuring 5.5-7 x 4-5.5µm, and clavate, obovate or pyriform conidia with truncate bases. *T. australiensis* characters include a light brown ascomal wall, 6-8 x 5-6µm ascospores that are often triangular in planar view, and conidia absent or not.

Key to the species of *Thielavia* in Brazil

1. Germ pore of the ascospores apical; ascomata smooth; ascospores varying in size	2
1. Germ pore of the ascospores subapical; ascomata smooth; ascospores 6-11 x 5-7µm	<i>T. coactilis</i> Nicot
2. Wall of the ascomata brown	3
2. Wall of the ascomata hyaline or bright (old occasionally light brown)	<i>T. basicola</i> Zopf

3. Ascospores fusiform or ellipsoidal, 13-18µm long	<i>T. terricola</i> (J.C. Gilman & E.V. Abbott) C.W. Emmons
3. Ascospores ovate, clavate, ellipsoidal or irregular, usually shorter than 14µm	4
4. Ascospores 9-14 x 6-8µm, obovate, clavate or irregular	<i>T. fragilis</i>
4. Ascospores usually smaller	5
5. Ascospores 8-10 x 5-7µm, ellipsoidal	<i>T. microspora</i>
5. Ascospores 5-8 x 5-6µm, obovate or pyriform	<i>T. terrestris</i> (Apinis) Malloch & Cain

Acknowledgements

The authors are grateful to CAPES and Embrapa/Prodetab; to reviewers Dr. José Luiz Bezerra and Dr. Richard T. Hanlin; and to Dra. Marcela Cárceres for English text revision.

References

- Ames LM. 1961. A monograph of the Chaetomiaceae. US Army: USA. 125pp.
- Arx JA von. 1975. On *Thielavia* and some similar genera of Ascomycetes. Studies in Mycology 08: 1-31.
- Arx JA von, Guarro J, Figueras MJ. 1986. The ascomycete genus *Chaetomium*. Nova Hedwigia 84: 1-162.
- Corlett M. 1966. Perithecium development in *Chaetomium trigonosporum*. Canadian Journal of Botany 44: 155-162.
- Nachreiner ML, Boteon M, Paula TS. 2005. Sistema Agroindustrial do melão: Mossoró versus Juazeiro. Available: <www.cepea.esalq.usp.br/pdf/Melao_Sober.doc> Access: 14 Apr. 2007.

Conclusões Gerais

CONCLUSÕES GERAIS

Na rizosfera de meloeiros (*Cucumis melo* cv. Gold Mine), adubados com compostos orgânicos, há predomínio de anamorfos, principalmente espécies de *Aspergillus* e *Penicillium*, e grande representatividade, em número de espécies, de Ascomycota.

Chaetomium convolutum, *C. ochraceum*, *C. trigonosporum*, *Thielavia fragilis* e *T. microspora* são documentadas pela primeira vez no Brasil.

Isolados de *Aspergillus flavus*, *Aspergillus japonicus* var. *aculeatus*, *Aspergillus japonicus* var. *japonicus*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus niger* var. *niger*, *Aspergillus tamarii*, *Penicillium citreonigrum*, *Penicillium crustosum*, *Penicillium decumbens*, *Penicillium janthinellum*, *Rhizopus microsporus* var. *chinensis* e Aphyllophorales, provindos da rizosfera de meloeiros adubados com compostos orgânicos, apresentam habilidade para solubilizar o fósforo.

A fenologia do meloeiro não influencia na diversidade de fungos filamentosos, porém diminui significativamente a quantidade de UFC.

A adubação orgânica, em meloeiro, favorece a ocorrência de fungos filamentosos, incluindo espécies solubilizadoras de P.