

ANDRÉA CELINA FERREIRA DEMARTELAERE

SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE CUCURBITACEAS A
***Monosporascus cannonballus* E COMPATIBILIDADE DE**
PORTA-ENXERTOS

MOSSORÓ-RN
2011

ANDRÉA CELINA FERREIRA DEMARTELAERE

SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE CUCURBITACEAS A
***Monosporascus cannonballus* E COMPATIBILIDADE DE**
PORTA-ENXERTOS

Dissertação apresentada à Universidade
Federal Rural do Semiárido, como parte
das exigências para obtenção do título de
Mestre em Fitotecnia.

ORIENTADOR:
Prof.ºD.Sc. RUI SALES JUNIOR

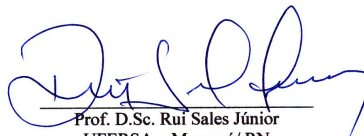
MOSSORÓ – RN
2011

ANDRÉA CELINA FERREIRA DEMARTELAERE

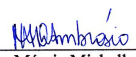
**SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE CUCURBITACEAS A
Monosporascus cannonballus E COMPATIBILIDADE DE PORTA-
ENXERTOS**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal Rural do
Semiárido, como parte das exigências
para obtenção do título de Mestre em
Agronomia: Fitotecnia.

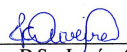
APROVADA EM: 15 / 06 / 2011



Prof. D.Sc. Rui Sales Júnior
UFERSA – Mossoró/ RN
Orientador



Prof. D.Sc. Márcia Michelle de Queiroz Ambrósio
UFERSA – Mossoró/ RN
Conselheira



Eng. Agro. D.Sc. Janaina Cortez de Oliveira
Pesquisadora/Bioclone/CNPq – Mossoró/ RN
Conselheira

**Ficha catalográfica preparada pelo setor de
classificação e catalogação da Biblioteca “Orlando
Teixeira” da UFRSA**

D435s Demartelaere, Andréa Celina Ferreira.
Seleção de genótipos em cucurbitáceas a *Monosporascus cannonballus* e compatibilidade de porta enxertos/ Andréa Celina Ferreira Demartelaere -- Mossoró, 2011.

60f.: il.

Dissertação (Mestrado em Fitotecnia. Área de Concentração em Proteção de Plantas) – Universidade Federal Rural do Semi-Árido.

Orientador: Profº.Dr. Rui Sales Junior

1.*Curcubita moschata*. 2.Fungo habitante. 3.Enxertia. I.Título.

CDD: 635.615

Bibliotecária: Keina Cristina Santos Sousa e Silva

CRB15 120

Ao meu Pai Andreas Alphons Marie
Demartelaere (in memoriam) pelo amor
incondicional, sincero e único que senti até
hoje.

Dedico

À minha mãe Maria Suelly Ferreira de
Sousa, pelo amor, sacrifício, dedicação e
educação que me deu e por me ensinar a
lutar pelos meus objetivos e ideais.

Ofereço

AGRADECIMENTOS

À Deus, por tudo que tens me proporcionado viver e aprender e por estar sempre presente na minha vida.

Para se chegar a algum lugar, independente da distância a se percorrer, é preciso saber onde se está e onde se quer chegar e dar o primeiro passo. Em cada passo dado nessa nossa jornada encontramos pessoas que têm alguma importância, mesmo que não saibamos reconhecê-la de imediato. Não se caminha ou se chega a algum lugar sozinho. Gostaria de deixar registrado que seria impossível citar todas as pessoas que tiveram importância desde o início da minha formação profissional e pessoal, porém sei o quão importante foram e são para mim e espero poder agradecer, de alguma forma, a cada uma delas.

À Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA) pelas oportunidades de ensino e por toda estrutura para realização de pesquisas científicas.

Ao programa de Pós-graduação em Fitotecnia, em especial a todos que compõem o corpo docente, pelos ensinamentos transmitidos durante o mestrado, contribuindo assim, para minha formação profissional.

À Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudos.

A minha irmã Adrielly Suelen, que mesmo estando ausente no meu dia-a-dia, está presente em meu coração e sei que torce pelo meu sucesso.

Ao meu orientador Rui Sales Junior pela oportunidade de ter entrado no mestrado.

À Márcia Michelle de Queiroz Ambrósio, que pelo pouco tempo que conheço, saiba que já te admiro muito.

Aos meus amigos de profissão Glauber Henrique de Souza Nunes e Elaine Welk pela ajuda nos momentos difíceis, pela atenção, conselhos, incentivos e aprendizado.

Um agradecimento em especial a Jean de Oliveira Sousa por ter me ajudado bastante nessa reta final. A você meu amigo, saiba que, sua ajuda foi muito importante para a execução e sucesso do meu trabalho.

A todos os bolsistas do Laboratório de Fitopatologia II, Fernanda Freitas, Claudia Melo, Diêgo Nogueira, Vitor Emanuel, Leidiane Albuquerque, Enielson, Matheus Nogueira e Emanuele Alves, por me ajudar bastante na condução do experimento, pela convivência e paciência durante esses dois anos de convivência.

A todos que de alguma forma contribuíram para a conclusão deste trabalho.

Muito Obrigada!

RESUMO

DEMARTELAERE, Andréa Celina Ferreira. **Seleção de genótipos de cucurbitáceas a *Monosporascus cannonballus* e compatibilidade de porta-enxertos**, 2011. 60f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Semiárido -UFERSA, Mossoró-RN, 2011.

As Cucurbitáceas apresentam grande importância econômica, tendo uma participação relevante em vários países do mundo. No Brasil, especificamente na região Nordeste concentram-se os maiores produtores melão e melancia. Com a intensificação destas culturas, aliadas a diversas práticas inadequadas de manejo, tem-se observado um aumento na incidência de doenças radiculares em cucurbitáceas, ocasionadas por fungos veiculados pelo solo. Dentre esses patógenos, merece destaque o *Monosporascus cannonballus*, causador do declínio de ramas nas principais áreas produtoras de melão e melancia do Rio Grande do Norte, responsável por ocasionar grandes perdas. Entretanto, pesquisas têm sido intensificadas com diferentes métodos de controle, o químico com o uso de fumigantes; fungos antagonistas no controle biológico; solarização; controle genético e a enxertia. Sendo assim, os objetivos do presente trabalho, foram: selecionar genótipos de cucurbitáceas resistentes à *M. cannonballus* e verificar o pegamento de porta-enxertos de abóboras sobre enxerto de melancia. No primeiro experimento, foram analisados os danos nas raízes em genótipos de abóboras, melancia e melões e população inicial e final de ascósporos do solo, avaliando à resistência destes a *M. cannonballus*. No segundo experimento avaliou-se pegamento, diâmetro do caule, altura da planta, número de folhas, massa fresca da parte aérea, massa fresca de raiz, massa seca de parte aérea e massa seca de raiz nos porta-enxertos de abóboras sobre o enxerto de melancia. O delineamento estatístico adotado em ambos os experimentos foi o inteiramente casualizado. Os genótipos foram classificados como resistentes e medianamente resistentes. Os resistentes foram: [(PES-07, PEC-01, PEK-05, TPR-08689, Shintoza e Abóbora fitó - abóboras); (TPR-02978 - melancia); (TPR-05851, TPR-06827, PEM-06 e PED-02 - melões)]. O genótipo TPR-04329 (melão) e a cultivar comercial Moranga (abóbora) foram medianamente resistentes. Os porta-enxertos de abóboras PEK-05, PEC-01 e PES-07 apresentaram menor concentração final de ascósporos no solo. O Porta-enxerto de abóbora PEC-01 sobre enxerto da cultivar comercial de melancia Crimson sweet, foi o que apresentou maior taxa de pegamento e melhores resultados nas variáveis, altura de planta, número de folhas e diâmetro de caule.

PALAVRAS-CHAVE: *Cucurbita moschata*. Fungo habitante de solo. Enxertia.

ABSTRACT

DEMARTELAERE, Andréa Celina Ferreira. **Genotype selection cucurbit the *Monosporascus cannonballus* and compatibility rootstocks**, 2011. 60f. Dissertation (Master's degree in Plant Science) – Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA), Mossoró-RN, 2011.

The Cucurbitaceae have a great economic importance, having a relevant participation in several countries around the world. In Brazil, specifically in the Northeast region are concentrated the largest producers of melon and watermelon. With the intensification of these crops, together with several inadequate management practices, it has been observed an increase in incidence of root diseases in cucurbitaceae, caused by soilborne fungi. From among these pathogens, worth mentioning the *Monosporascus cannonballus*, causer of the decline of branches in major producer areas of melon and watermelon of Rio Grande do Norte, responsible for causing heavy losses. However, research has been intensified with different methods of control, with the use of chemical fumigants, antagonists fungus for biological control; solarization, grafting and genetic control. Therefore, the objectives of this paper, were: to select genotypes of cucurbitaceae resistant to the *M. cannonballus* and check the fixation of rootstocks of pumpkins over grafting of watermelon. In the first experiment, we analyzed the damage on the roots in genotypes of pumpkins, watermelons and melons, and initial and final population of soil ascospores, evaluating the resistance of these *M. cannonballus*. At the second experiment was evaluated fixation, stem diameter, plant height, leaf number, fresh mass of the aerial part, fresh mass of the root, dry mass of shoot and root in pumpkin rootstocks on the graft watermelon. The statistical outline adopted in both experiments was entirely randomized. The genotypes were classified as resistant and moderately resistant. The resistant were: [(PES-07, PEC-01, PEK-05, TPR-08689, Shintoza and Fitó Pumpkin - Pumpkins), (TPR-02978 - watermelon), (TPR-05851, TPR-06827, PEM-06 and PED-02 - melons)]. The genotype TPR-04329 (melon) and the commercial cultivar Moranga (pumpkin) were mildly resistant. The rootstocks of pumpkins PEK-05, PEC-01 and PES-07 showed less final concentration of ascospores in soil. The rootstock of the pumpkin PEC-01 on graft from commercial cultivar Crimson Sweet watermelon, showed the highest rate of fixation and better results in variables, plant height, leaf number and stem diameter.

KEYWORDS: *Cucurbita moschata*. Fungi in habitant of soil. Grafting.

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO II

- Tabela 1-** Característica química do solo coletado em área comercial naturalmente infestado com *M. cannonballus*. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.....41
- Tabela 2-** Relação dos genótipos de cucurbitáceas utilizados no ensaio de resistência a *Monosporascus cannonballus*. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.....42
- Tabela 3-** Valores médios das concentrações iniciais e finais de ascóporos no solo, índice de ascóporos, danos às raízes e índice geral de doença obtidos em solo cultivado com diferentes genótipos de cucurbitáceas. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.....51
- Tabela 4-** Valores médios de percentagem de pegamento (% PEG); diâmetro acima (AB); abaixo (AC) e no local da enxertia (L) em (cm); número de folhas (NF); altura de plantas (AP) em cm; massa seca da parte aérea (MSPA) em (g) e massa seca das raízes (MSR) em gramas para os quatro porta-enxertos de abóboras. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.....54

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO II

- Figura -1** Figura 1. A) Corte do porta-enxerto 1cm abaixo dos cotilédones. B) Corte do enxerto em bisel com ângulo de 90°. C) Encaixe do enxerto sobre o porta-enxerto. D) Uso do pegador para a fixação do enxerto sobre o porta-enxerto. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.....46
- Figura -2** Câmara úmida para a aclimação das plântulas enxertadas. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.....47
- Figura -3** Índice de pegamento do enxerto Crimson sweet sobre porta-enxertos de abóboras.....53

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL.....	13
--------------------------------	-----------

CAPITULO I- <i>Monosporascus cannonballus</i> EM CUCURBITÁCEAS	15
--	-----------

1 REFERENCIAL TEÓRICO.....	15
----------------------------	----

2 DOENÇAS QUE ACOMETEM O CULTIVO DAS CUCURBITÁCEAS....	16
--	----

2.1 <i>Monosporascus cannonballus</i>	17
---	----

2.2 Sintomatologia da doença.....	19
-----------------------------------	----

3 CICLO DAS RELAÇÕES PATÓGENO-HOSPEDEIROS.....	19
--	----

4 MÉTODOS DE CONTROLE.....	20
----------------------------	----

REFERÊNCIAS.....	25
------------------	----

CAPÍTULO II - SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE CUCURBITÁCEAS A <i>Monosporascus cannonballus</i> E COMPATIBILIDADE DE PORTA-ENXERTOS.....	36
---	-----------

RESUMO.....	36
--------------------	-----------

ABSTRACT.....	38
----------------------	-----------

1 INTRODUÇÃO.....	40
-------------------	----

2 MATERIAL E MÉTODOS.....	41
---------------------------	----

2.1 Localização da Área Experimental.....	41
---	----

2.2 Primeiro Experimento: Avaliação dos Genótipos.....	42
--	----

2.2.1 Análise de danos e isolamento.....	43
--	----

2.2.2 Contagem da população inicial e final de ascósporos.....	44
--	----

2.3 Segundo Experimento: Compatibilidade do Enxerto Sobre Porta-Enxertos..	45
--	----

2.3.1 Obtenção das mudas e o processo de enxertia.....	45
2.3.2 Avaliação das plantas enxertadas.....	47
2.3.2.1 Pegamento.....	47
2.3.2.2 Contagem do número de folhas.....	47
2.3.2.3 Diâmetro do caule.....	48
2.3.2.4 Altura de planta.....	48
2.3.2.5 Massa fresca e massa seca da raiz e da parte aérea.....	48
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	49
3.1 Primeiro Experimento: Avaliação dos Genótipos.....	49
3.2 Segundo Experimento: Compatibilidade de Enxerto sobre Porta-Enxertos..	52
4. CONCLUSÕES.....	55
REFERÊNCIAS	56

1 INTRODUÇÃO GERAL

A família das Cucurbitáceas apresenta o maior número de espécies e variabilidade genética no mundo, com uma grande diversidade de características não apenas entre espécies diferentes, mas também, dentro da mesma. Esta família apresenta significativa participação na produção mundial, segundo estimativa da FAO (2011), a produção de 2010 foi de 184 milhões de toneladas, sendo as melancias (93,1 milhões de toneladas), os pepinos (36,8 milhões de toneladas), os melões (33,8 milhões de toneladas) e as abóboras (20,3 milhões de toneladas).

A abóbora vem se destacando das demais cucurbitáceas por apresentar altos rendimentos e uniformidade dos híbridos, aliados a um maior nível de resistência a fitopatógenos (LOPES; SOBRINHO, 2011). Já o melão e a melancia vêm enfrentando diversas doenças, entre elas, as ocasionadas por patógenos habitantes do solo, que podem estar associados ao colapso ou declínio de ramas.

O fungo *Monosporascus cannonballus* Pollack e Uecker destaca-se como um dos principais fitopatógenos envolvidos nesta síndrome (BRUTON, 1998), podendo-se associar a outros agentes: *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Grif. & Maubl., *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. (GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000), *Myrothecium roridum* Tode ex Fries, *Pythium* spp. (TELLO et al, 1990) *Rhizoctonia solani* Kühn (GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000), *Fusarium solani* f. sp. cucurbitae Snyder & Hansen (ANDRADE et al., 2005) e *Acremonium cucurbitacearum* Alfaro-García, W. Gams e García-Jiménez. Na Espanha *M. cannonballus* e *Acremonium cucurbitacearum*, em conjunto, foram os principais responsáveis por perdas equivalentes a 40%, em campos de produção de melão (GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000). No Brasil, foi detectado pela primeira vez em

2002 em áreas de cultivo de melão nos estados do Rio Grande do Norte (RN) e Ceará (CE) (SALES JÚNIOR et al., 2003) e desde então vem limitando a produção desta olerícola.

Dentre os patógenos associados ao declínio, merece destaque o fungo *M. cannonballus*. Atualmente, este microorganismo encontra-se disseminado nas principais áreas produtoras de cucurbitáceas no mundo, ocasionando consideráveis perdas. Isso ocorre devido ao seu difícil controle, uma vez que, os sintomas ocorrem, geralmente, no final do ciclo e pode ser associado a diversos patógenos.

Diferentes formas de controle têm sido utilizadas para reduzir os danos inerentes ao ataque deste patógeno, o controle químico com o uso de diferentes compostos, fumigantes; fungos antagonistas *Chaetomium* e *Trichoderma*; solarização; controle genético com genótipos de melão e melancia resistentes ao patógeno e a enxertia que vem sendo adotada em diversos países, com resultados bastante promissores no manejo de patógenos radiculares COHEN et al. (1999; 2000), CROSBY (2001), (JEFFRIES; YOUNG, 1994), MARTYN (2002), MEDEIROS et al. (2006), PIVONIA et al. (1997), SANZ et al. (1998), SALES JÚNIOR et al. (2007), ZHANG et al. (1999).

Dessa forma, o presente trabalho teve como objetivos: selecionar genótipos de cucurbitáceas resistentes à *M. cannonballus* e verificar o pegamento de porta-enxertos de abóboras sobre enxerto de melancia.

CAPITULO I

***Monosporascus cannonballus* EM CUCURBITÁCEAS**

1 REFERENCIAL TEÓRICO

As Cucurbitáceas são nativas do continente americano, pertencentes ao grupo vegetal com maior frequência nas regiões tropicais do mundo, sendo composta por aproximadamente 118 gêneros e 825 espécies. Espécies desta família são domesticadas e cultivadas há séculos, desempenhando um importante papel na alimentação humana por apresentar alto valor nutritivo e ampla variabilidade genética. As principais espécies cultivadas são: abóbora, melancia e melão. Estas têm grande importância sócio-econômica, ocupando uma parcela significativa do agronegócio no Nordeste brasileiro (EMBRAPA, 2007).

A abóbora é uma olerícola originária do continente americano, pertencente à ordem Violales, família Cucurbitáceae, gênero *Cucurbita* sendo a *Cucurbita moschata* Duch (Duchesne ex Poir), *C. máxima* Duch (Duchesne ex Poir), *C. pepo* (Duchesne ex Lam.) e *C. argyrosperma* hort. ex L.H. (Bailey) as espécies mais comumente cultivadas (KERNICK, 1961; WHITAKER; ROBINSON, 1986). Possui uma produção Nacional em torno de 555.135 toneladas. Os principais produtores encontram-se na região Nordeste, sendo eles a Bahia com uma produção de 233.454 toneladas, seguido do Rio Grande do Norte com 92.385 toneladas e Pernambuco com 86.840 toneladas (IBGE, 2009).

A melancia é originária da África Equatorial, pertence à ordem Cucurbitales, família Cucurbitaceae, gênero *Citrullus*, espécie *Citrullus lanatus* L. (BARROSO, 1978; JOBST; KING; HEMLEBEN, 1998). A produção nacional está em torno de 25.973 toneladas. Os estados do Ceará e do Rio Grande do Norte produzem juntos aproximadamente 12.866 toneladas, enquanto o estado da Bahia apresenta uma produção em torno de 15.220 toneladas (MDICE/ALICE WEB, 2010).

O melão é originário da África Equatorial, pertencente a ordem Cucurbitales, família Cucurbitaceae, gênero *Cucumis* e espécie *Cucumis melo* L. De acordo com Mdice/Alice web (2010) a produção nacional desta olerícola está em torno de 177.788 toneladas. Os principais produtores nacionais são os estados do Ceará 103.000 toneladas, Rio Grande do Norte 71.461 toneladas, Bahia 2.200 toneladas e Pernambuco 532 toneladas.

2 DOENÇAS QUE ACOMETEM O CULTIVO DAS CUCURBITÁCEAS

As cucurbitáceas enfrentam problemas fitossanitários associados a diferentes agentes patogênicos, como fungos, bactérias, nematóides e vírus (LOPES; REIS; LIMA, 2008). Estes, por sua vez, podem ocorrer em diferentes graus de severidade e incidência, refletindo diretamente, na redução da produção, e interferindo de maneira direta, na qualidade dos frutos produzidos.

O colapso ou declínio de ramas é considerado uma doença de grande importância agrícola, tendo em vista dizimar cultivos de cucurbitáceas em todo o mundo, porém, os danos causados na raiz provocam a perda da capacidade de absorção de água pela planta e, conseqüentemente, a absorção de nutrientes necessários durante o período de maturação dos frutos, ocasionando perdas na

produção de até 100% (MARTYN et al., 1996; SALES JUNIOR et al., 2003; 2004).

Vários fungos fitopatogênicos podem estar associados ao colapso, estes com frequência, aparecem combinados (BRUTON, 1998; GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000). Em função das características da infecção, os patógenos causadores do colapso podem ser agrupados em três categorias: a) causadores de murchas vasculares: *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* Snyder e Hansen; b) causadores de podridões do colo: *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid., *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Grif. e Maubl., *Didymella bryoniae* Fuckel Rehm e *Myrothecium roridum* Tode; c) causadores de podridões de raízes: *Fusarium solani* f.sp. *cucurbitae* Snyder e Hansen, *Rhizoctonia solani* Kuhn, *Rhizopycnis vagum* Farr, *Acremonium cucurbitacearum* Alfaro-García, Gams e García-Jiménez e *Monosporascus cannonballus* Pollack e Uecker, que destaca-se entre os principais fungos associados a essa doença (BRUTON, 1998; AEGERTER et al., 2000; COSTA et al., 2000; GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000; SANTOS et al., 2000) MARINHO et al., 2002; SALES JUNIOR et al., 2003).

2.1 *Monosporascus Cannonballus*

Monosporascus cannonballus Pollack e Uecker é um fitopatógeno habitante de solo, que causa danos nas raízes de cucurbitáceas. Troutman et al. (1970) citaram pela primeira vez no Arizona, em áreas de melões do tipo Cantaloupe, e só no ano de 1974, foi feita a primeira referência, quando Pollack e Uecker o descreveram em raízes de meloeiro. Atualmente, encontra-se descrito em diversos países produtores de melão e melancia, como Japão, Israel, Espanha, Estados Unidos, Índia, Líbia, Paquistão, Tunísia e Taiwan (MARTYN; MILLER,

1996) Arábia Saudita, Guatemala (COHEN et al., 1999), Honduras, México e Itália (SALES JUNIOR, 1999). No Brasil, foi detectado pela primeira vez no ano de 2002, em áreas de cultivo de melão nos estados do Rio Grande do Norte (RN) e Ceará (CE) por Sales Júnior et al. (2003).

Este fungo pertencente à classe Ascomycetes, produz esporos sexuais chamados ascósporos (POLLACK; UECKER, 1975), e de fase assexuada (conídios) ainda desconhecida (SIVANESAN, 1991). O micélio fúngico apresenta coloração esbranquiçada, possuindo uma faixa de pH que permite o melhor crescimento *in vitro* do patógeno que varia entre 6 e 7, podendo este, crescer em pH 9 (MARTYN; MILLER, 1996). Apresenta tolerância a níveis relativamente altos de sódio e cloreto de cálcio (8-10%) e tem ótimo crescimento micelial em potencial osmótico de -0,6 a -0,8 MPa (FERRIN; STANGHELLINI, 2006), formando peritécios em torno de 20-30 dias (MARTYN et al., 1992). O fungo se adapta bem ao clima árido e semiárido, devido às suas características termófilas com temperatura ótima de crescimento, variando entre 25 e 35 °C (BRUTON; GARCÍA-JIMENEZ; PIVONIA et al., 2002).

Apresenta peritécios globosos pretos, de formato esférico com diâmetro de 500 µm, os quais geralmente aparecem no final do ciclo da cultura, infiltrados em raízes afetadas e que são facilmente visíveis a olho nu, ou ainda, observados em microscópio estereoscópio. Esses peritécios por sua vez formam ascas periformes, de parede grossa, com diâmetro entre 30-50 µm, contendo de 1 a 2 ascosporos (BELTRÁN, 2006; SALES JUNIOR et al., 2002; SIVANESAN, 1991)

Durante o ciclo de vida do patógeno essas ascas desaparecem deixando livre os ascósporos. Esses, por sua vez, são lisos, de coloração negra brilhante, e semelhante à bala de canhão (POLLACK; UECKER, 1974).

2.2 Sintomatologia

Os sintomas são facilmente observados, pois os ascósporos aparecem infiltrados nas raízes das plantas, próximos à época da colheita, devido ao comprometimento do sistema radicular, causando infecções nas raízes secundárias e, posteriormente, na raiz principal e nos casos mais graves, chegam até o colo da planta (MARTYN et al., 1996). Com o avanço da infecção, ocorre um pardeamento nas raízes primárias e, posteriormente, nas secundárias, passando pelo hipocótilo, onde observa-se uma redução do córtex em torno dos vasos, além de uma diminuição ao redor do cilindro central (MERTELY et al., 1991). Pode-se observar também apodrecimento e perda da funcionalidade das raízes.

Na parte aérea, observa-se um amarelecimento gradual e a seca das folhas mais velhas, o qual avança rapidamente para as folhas mais jovens, causando a seca e morte prematura das plantas (MARTYN et al., 1996). Reduz a produtividade e os frutos são menores que os normais, com baixos teores de sólidos solúveis totais (°Brix), podendo apresentar manchas na casca provocadas pelo sol (bronzamento dos frutos), tornando-os impróprios para comercialização (MARTYN; MILLER, 1996).

3 CICLO DAS RELAÇÕES PATÓGENO-HOSPEDEIRO

M. cannonballus pode infectar cucurbitáceas [melão (*C. melo*), pepino (*C. sativus* L.), melancia (*C. lanatus*), abóbora (*C. pepo*), abóbora (*C. moschata*), moranga (*C. maxima*), cabaça (*Lagenaria siceraria* Molina) Standl.), bucha (*Luffa aegyptiaca* Mill)] e outras espécies de plantas como alfafa (*Medicago sativa* L.) (POLLACK; UECKER, 1974), trevo (*Trifolium pratense* L.), gergelim (*Sesamum*

indicum L.) (SIVANESAN, 1991), malpica (*Achyranthes aspera* L.)] (HAWKSWORTH; CICARONE, 1978), tomate (*Solanum lycopersici* L.), algodão (*Gossypium hirsutum* L.) e brócolis (*Brassica oleracea* L.) (ANDRADE, 2004).

Os ascósporos de *M. cannonballus* têm capacidade de sobreviver no solo, por longos períodos, em média de 1 a 5 anos na ausência do hospedeiro (UEMATSU; SEKIYAMA, 1990). Porém, quando as espécies de plantas hospedeiras, exercem influência sobre a liberação de exsudatos radiculares, favorecem a infectividade dos ascósporos nos tecidos, tornando um inóculo primário, principal agente causador de infecções (PIVONIA et al., 1997; MARTYN; MILLER, 1996; STANGHELLINI et al., 1996; WAUGH et al., 2003). Entretanto, a densidade inicial do inóculo de *M. cannonballus* no solo está intimamente relacionada com as espécies hospedeiras, podendo oferecer riscos de danos (BELTRÁN et al., 2005).

A disseminação se dá através de sementes infectadas, micélios presentes em restos culturais, ascósporos no solo, bem como o trânsito de máquinas, animais e operários em lavouras infectadas para áreas livres da doença (DÍAZ-RUÍZ; GARCÍA-JIMÉNEZ, 1994; BLANCARD et al., 1996; BRUTON et al., 1998; COHEN et al., 2000; STANGHELLINI et al., 2004).

A colonização se dá através da secreção da enzima celulase que permite a penetração do fitopatógeno no tecido hospedeiro (AGRIOS, 1996; BRUTON et al., 1996). Tsay et al. (1999) relatam que a capacidade do micélio vegetativo atuar como inóculo primário das infecções é significativamente inferior à dos ascósporos. Nos estágios mais avançados da enfermidade uma única planta possui peritécios capazes de produzir cerca de 400.000 ascósporos (WAUGH et al., 2003).

4 MÉTODOS DE CONTROLE

O uso de cultivares resistente é uma das melhores alternativas para reduzir danos causados por fitopatógenos. Iglesias et al. (2000) avaliando genótipos de melão a *M. Cannonballus*, selecionou o Pat-70, por apresentar baixo índice de danos nas raízes, verificando a resistência ao declínio de ramas. Já Crosby (2001) avaliando germoplasma de *Cucumis melo agrestis* (Naud) Pangalo em solo inoculado com *M. cannonballus*, relatou que os genótipos 20680, 20747 e 20826 foram resistentes ao patógeno. Santana (2009) estudando diferentes genótipos de melancia, concluiu que: ML-SF-44, ML-SF-45, Melancia 40, Nr 06, Kudam, Premium, Style, Bobbie, TPC-00247, TPX-03521, TPX-03522 e TPX-06637, apresentaram resistência mediana à *M. cannonballus*. Cohen (2000) pesquisando genótipos, de várias espécies de melão, destacou que existem diferenças na resposta dos acessos ao referido patógeno.

Vários produtos químicos vêm sendo testados no controle de *M. cannonballus*. Cohen et al. (1999) testando 29 ingredientes ativos no controle desse patógeno, observaram que fluazinam, kresoxym-metil e propiconazole, apresentaram 100% de inibição do crescimento micelial *in vitro*. Esses mesmos autores utilizaram o fluazinam em campo e obtiveram redução no crescimento micelial de 87% e diminuição nos sintomas do colapso. Resultado semelhante também foi obtido por Medeiros et al. (2006) quando avaliaram os ingredientes ativos difenoconazole, fluazinam, tiofanato metílico, piraclostrobina + metiram, cresoxim-metílico, chlorothalonil, trifluozole e propiconazole. Estes pesquisadores relataram que o fluazinam e o propiconazole se destacaram na inibição micelial *in vitro*, do patógeno.

Sales Júnior et al. (2006) testando a eficiência do composto tiazolidina-2,4-diona à *M. cannonballus* obtiveram redução micelial do patógeno, em torno de 90%. Esses mesmos autores também relataram que o produto apresentou efeito

seletivo, pois não interferiu no desenvolvimento do fungo antagonista *Trichoderma* spp.

Segundo Martyn (2002) a fumigação do solo utilizando o brometo de metila, antes do plantio, tem se mostrado uma técnica bastante efetiva na desinfestação do solo, com a redução do inóculo, em torno de 90%. Já Beltrán et al. (2007) relatam como eficientes o brometo de metila, metam sódio, chloropicrina, 1-3-dichloropropeno e iodeto de metila para o controle de *M. cannonballus*. Estes autores comentam que é possível reduzir a dosagem de produtos químicos, ao associar fumigantes com a solarização do solo. Entretanto, tal prática tem elevado impacto ambiental e o brometo de metila tem uso mundial permitido, apenas até 2015 (STANGHELLINI et al., 1992). No Brasil, esse fumigante já não é mais utilizado (GUIMARÃES et al., 2008). Apesar dos diversos estudos envolvendo princípios ativos, até o presente momento não há produtos registrados para o controle deste patógeno (MEDEIROS; SALES JUNIOR; MICHEREFF, 2006).

Stanghellini et al. (2000) obtiveram resultados satisfatórios quando utilizaram estratégias de manejo (aplicação foliar do herbicida glifosato e eliminação mecânica dos restos culturais), na prevenção e redução do inóculo de *M. Cannonballus* em meloeiro, na Califórnia.

O controle físico tem sido utilizado através da técnica de solarização aplicada em solos com histórico da doença. (ANNESI; MOTTA, 1994). Estudo realizado por Pivonia et al. (1997) demonstraram que nas condições de Israel, o método da solarização reduziu o número de ascósporos, entretanto, não houve controle. Estes autores relatam que a técnica não controla o *M. cannonballus* pois este patógeno é termotolerante e a temperatura atingida por esse processo, não é suficiente para sua inativação.

A utilização de fungos antagonistas no controle de *M. cannonballus* ainda é pouco evidenciada, porém, resultados obtidos em laboratório têm sido promissores. Zhang et al. (1999) observando o potencial de *Trichoderma virens*, verificaram a eficiência de 90% na redução do crescimento micelial de *M. Cannonballus*. Já Sales Júnior et al. (2007) utilizando substrato inoculado com *Chaetomium*, nas concentrações 4 e 8 x 10⁵ UFC g⁻¹ de solo para controle do mesmo patógeno, verificaram eficiência maior que 55%. Essa estratégia ainda está sendo estudada como alternativa de controle da doença.

Outra técnica de controle biológico que também está sendo estudada para uso no manejo de *M. cannonballus* é a hipovirulência (BATTEN et al., 2000). Porém, é necessário que a utilize associada a outros métodos.

Compostos naturais extraídos de plantas medicinais estão sendo pesquisados no controle de *M. cannonballus*. Viana et al. (2007) verificando o potencial fungicida de extratos etanólicos na concentração de 500 ppm de *Senna alata in vitro*, observaram a inibição do crescimento micelial desse patógeno. Os autores sugerem a necessidade de testes em casa de vegetação para avaliar melhor a atividade anti-fúngica.

O manejo da irrigação também pode exercer influência na redução do declínio de ramas. Segundo Pivonia et al. (1997) quando a frequência de irrigação é reduzida, manipula-se o tamanho da raiz, aprofundando o sistema radicular, e conseqüentemente, reduz a incidência dessa doença. Entretanto, esses autores relatam que a técnica não tem efeito isoladamente, sendo necessário associá-la a outros métodos.

A utilização de enxertos com porta-enxertos resistentes à *M. cannonballus*, vem se destacando como uma técnica promissora a ser utilizada no manejo deste patógeno. Esta técnica diminuiu o nível populacional do inóculo no

solo, reduzindo a incidência de infecções nas plantas (STANGHELLINI et al., 2004; COHEN et al., 2000). Beltrán et al. (2006) estudando a epidemiologia de *M. cannonballus* no declínio de ramas em melancia, melancia enxertada e melão, verificaram uma baixa população de ascósporos e ausência de sintomas da doença nas raízes das plantas de melancia enxertada, esse processo é explicado devido à resistência adquirida no sistema radicular da abóbora.

Considerando que muitas doenças causadas por patógenos veiculados pelo solo não são eficientemente controladas por produtos químicos, ou se são, tais estratégias estão associadas a riscos ecológicos, além da complexidade dos fatores que envolvem o ciclo das relações patógeno-hospedeiro, é de extrema importância o uso de mais de uma técnica. Portanto, há necessidade da concentração de esforços para combinar vários métodos de controle visando a obtenção de sucesso na redução da doença, resultando no alcance máximo de produtividade sem reflexos negativos ao meio ambiente.

REFERÊNCIAS

ANDRADE, D. E. G. T.; MICHEREFF, S. J.; BIONDI, C. M.; NASCIMENTO, C. W. A.; SALES JÚNIOR, R. Frequência de fungos associados ao colapso do meloeiro e relação com características físicas, químicas e microbiológicas dos solos. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.31, n.4, p.326-331, 2005.

ANNESI, T.; MOTTA, E. Soil Solarization in an Italian Foresta Nursery. **European Journal of Plant Pathology**. Itália, v.24, n.4, p.203-209, 1994.

AEGERTER, B. J.; GORDON, T. R.; DAVIS, R. M. Occurrence and pathogenicity of fungi associated with melon root rot and vine decline in California. **Plant Disease**. St Paul, v.84, n.3, p.224-230, 2000.

AGRIOS, G.N. **Fitopatología**. Ed. Uteha-Noriega Editores. México, v.1, n.1, 838p. 1996.

ANDRADE, D. E. G. T.; MICHEREFF, S. J. BIONDI, C. M.; NASCIMENTO, C. W. A. SALES JUNIOR, R. Frequência de fungos associados ao colapso do meloeiro e relação com características físicas, químicas e microbiológicas dos solos. **Summa Phytopathology**, Jaguariúna, v.31, p.326-331, 2004.

BARROSO, G. M. Sistemática de angiospermas do Brasil. **Livro Técnico e Científico**. São Paulo: EDUSP, 1978. 225p.

BELTRÁN, R.; VICENT, A.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; ARMENGOL, J. Quantification of *Monosporascus cannonballus* ascospores in muskmelon fields in Eastern Spain. **Journal of Phytopathology**, Berlim, v.155, p.248-250, 2007.

BELTRÁN, R. **Estudios epidemiológicos y de patogenicidad de *Monosporascus cannonballus* Pollack y Uecker**. 2006. 315f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidad Politécnica de Valencia, Espanha.

BELTRÁN , R.; VICENT, A.; SALES JÚNIOR, R.; GARCÍA-JIMENEZ, J.; ARMENGOL, J. Population dynamics of *Monosporascus cannonballus* ascospores in marsh soils in eastern Spain. **European Journal of Plant Pathology**. St Paul, v.113, p.357-365, 2005.

BETTEN, J. S.; SCHOLTHOF, K. G.; LOVIC, B. R.; MILLER, M. E.; MARTY, R. D. Potential for biocontrol of *Monosporascus* root rot/vine decline under greenhouse conditions using hypovirulent isolates of *Monosporascus cannonballus*. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, 106p. p.639–649, 2000.

BLANCARD, D.; LECOQ, H.; PITRAT, M. **Enfermedades de las cucurbitáceas**: observar, identificar, luchar Mundi-Prensa. Madri, v.2, 301p. p.202-250, 1996.

BRUTTON, B.D.; GARCÍA JIMENEZ, J.; ARMENGOL, J. Análisis of the relation ship between temperatura and vine declines caused by *Acremonium cucurbitacearum* and *Monosporascus cannonballus* on muskmelon. **Subtropical Plant Science**. Welasco, v.51, p.23-28, 1999.

BRUTON, B. D. Soilborne diseases in Cucurbitaceae: pathogen virulence and host resistance. In: CUCURBITACEAE. **Proceedings** [S.l.: s.n.]. 1998. p.143-166.

BRUTON, B.D. *Phomopsis* black rot and puple stem. In: ZITER, T.A.; HOPIKINS, D. L.; THOMAS C.E. Eds. **Compendium of Cucurbit Disease**. Minesota: 1996. 87p. p.52-53.

BRUTON, B. D.; DAVIS, R. M.; GORDON, T. R. Occurrence of *Acremonium* sp. and *Monosporascus cannonballus* in the major cantaloupe and watermelon growing areas of California. **Plant Disease**. St Paul, v.79, p.754, 1995.

CASTELLANOS, P. P.; BISHOP, C.; VILLALOBOS, M. J. P. Antifungal activity of the essential oil of flowerheads of garland chrysanthemum (*Chrysanthemum coronarium*) against agricultural pathogens. **Phytochemistry**, Oxford, v.57, n.1, p.99-102, 2001.

COHEN, R.; PIVONIA, S.; BURGER, J.; EDELSTEIN, M.; GAMLIEL, A.; KATAN, J. Toward integrated management of *Monosporascus* wilt of melons in Israel. **Plant Disease**. St Paul, v.84, p.496-505, 2000.

COHEN, R.; PIVONIA, S.; SHTIENBERG, D.; EDELSTEIN, M.; RAZ, D.; GERSTIL, Z.; KATAN, J. Efficacy of Fluazinam in suppression of *Monosporascus cannonballus*, the causal agent of sudden wilt of melons. **Plant Disease**. St Paul, v.83, p.1137-1141, 1999.

COSTA, N.D.; DIAS, R.C.S.; FARIAS, C. M. B.; TAVARES, S. C. C. H.; TERAPO, D. **Cultivo do melão**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2000. 67p.

CROSBY, K. M. Screening *Cucumis melo* L. Agrestis germplasm for resistance to *Monosporascus cannonballus*. **Subtropical Plant Science**. Arizona, v.53, p.24-26, 2001.

DÍAZ RUÍZ, J.R.; GARCÍA JIMENEZ, J. Enfermedades de las cucurbitáceas en España. **Phytoma**. Valencia, v.1, p.155, 1994.

EMBRAPA 2007 Disponível em:
<<http://www.embrapa.br/imprensa/noticias/2007/julho/foldernoticia.2007-07-05.5605721790/noticia.2007-07-13.7783700756/>>. Acesso em: 18 de out. 2011.

FAO. Statistic Division Online Databases. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/>>. Acesso em: 11 nov. 2011.

FERRIN, D. M.; STANGHELLINI, M. E. Effect of water potential on mycelial growth and perithecial production of *Monosporascus cannonballus* in vitro. **Plant Pathology**. St Paul, v.55, p.421–426, 2006.

GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; ARMENGOL, J.; SALES, R.; JORDÁ, C.; BRUTON, B. D. Fungal pathogens associated with melon collapse in Spain. **EPPO Bulletin**. Espanha, v.30, p.169-173, 2000.

GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; MOYA, M.J.; ARMENGOL, J.; SALES JUNIOR, R.; MIGUEL, R. C.; GARCIA-MORATO, M.; PARDO, A. La podredumbre del cuello y frutos de la calabaza: una enfermedad potencialmente grave para el cultivo de cucurbitáceas en España. **Phytoma**. Valencia, n.107, p.17-20, 1999.

GARCÍA-JIMÉNEZ, J. Secaimento de ramas por *Macrophomina* (*M. phaseolina*). In: Díaz Rufíz, J. R. Y García-Jiménez, J. (eds). Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. **Phytoma**. Valencia, p.54-56, 1994.

GUIMARÃES, I. M.; SALES JUNIOR, R.; SILVA, K. J. P.; MICHEREFF, S. J.; NOGUEIRA, D. R. S. Efeito de fluazinam no controle *Monosporascus cannonballus*, agente causal do declínio de ramas em meloeiro. **Revista Caatinga**. Mossoró, v.21, n.4, p.147-153, out./dez. 2008.

HAWKSWORTH, D. L.; CICCARONE, A. Studies on a species of *Monosporascus* isolated from triticum. **Mycopathologia**. Netherlands-New York, v.66, n.3, p.147-151, 1978.

HEIDEN, G.; BARBIERI, R. L.; NEITZKE, R. S. Chaves para a identificação das espécies de abóbora (*Cucurbita*, Cucurbitaceae) cultivadas no Brasil. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2007. 31p. (Documentos, 197).

HORTNET, 2002. Disponível em: >
<http://dalmeida.com/hortnet/apontamentos/Cucurbitaceas.pdf>>. Acesso em: 25 jul. de 2011.

IBGE. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: 21 Jan. 2009.

IGLESIAS, A.; PICO, B.; NUEZ, F. A temporal genetic analysis of disease resistance genes resistance to melon vine decline derived from *Cucumis melo* var *agrestis*. **Plant Breeding**. Berlim, v.1, p.218-223, 2000.

JEFFRIES, P.; YOUNG, T. W. K. Interfungal parasitic relationships. **University Press**. Cambridge: 1994. 296p.

JOBST, J.; KING, K.; HEMLEBEN, V. Molecular evolution of the internal transcribed spacers (ITS1 and ITS2) and phylogenetic relationships among species of the family Cucurbitaceae. **Theoretical and Applied Genetics**. Berlim, v.9, p.204-219, 1998.

KERNICK, M.D. Producción de semillas de determinados cultivos. In: LAS SEMILLAS AGRICOLAS Y HORTICOLAS: PRODUCCIÓN, CONTROL Y DISTRIBUICIÓN. **FAO**. Roma, p.203-545, 1961.

LOPES, C. A.; REIS, A.; LIMA, M. F. **Principais doenças da cultura da melancia no Brasil**. Brasília: Embrapa Hortaliças. 2008.7p. (Circular Técnica, 61).

LOPES, J. F.; SOBRINHO, M. A. J. **Embrapa Hortaliças**. Coleta de germoplasma de abóboras e morangas. Disponível em: <<http://fitopatologia1.blogspot.com/2011/07/melhoramento-em-recursos-geneticos-de.html#!/2011/07/melhoramento-em-recursos-geneticos-de.html>>. Acesso em: 8 abr. 2011.

MARINHO, R. E. M.; SALES JUNIOR, R.; MARACAJÁ, P. B.; SILVA, G. F.; COSTA, F. M.; SILVA, E. C. Identificação da micoflora associada a raízes de meloeiro nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará. **Revista Caatinga**. Mossoró, v.15, n.1-2, p.25-28, nov/dez. 2002.

MARTYN, R. D. *Monosporascus* root rot and vine decline of melons. **The Plant Health Instructor**, 2002. Disponível em:<<http://www.apsnet.org/education/lessonsplantpath/Monosporascus/top.htm>> Acesso em: 25 Jul. 2011.

MARTYN, R. D.; BATTEN, J. S.; PARK, Y. J.; MILLER, M. E. *Monosporascus cannonballus* root rot/vine decline of watermelon in Mexico. **Plant Disease**. St Paul, v.80, 1430p. 1996.

MARTYN, R. D.; MILLER, M. E. *Monosporascus* root rot and vine decline: an emerging disease of melons worldwide. **Plant Disease**. St Paul, v.80, p.716-725, 1996.

MARTYN, R. D.; MERTELY, J. C.; MILLER, M. E.; KATSAR, C.; BAASIRI, M. E. Morphology and germination of *Monosporascus cannonballus* ascospores. **Phytopathology**. St Paul, v.82, p.1115, 1992.

MEDEIROS, E. V.; SALES JUNIOR, R.; MICHEREFF, S. J.; BARBOSA, M. R. Controle de *Monosporascus cannonballus* por Tiazolidina-2,4-Diona e efeito sobre o agente de controle biológico *Trichoderma* spp. **Revista Caatinga**. Mossoró, v.19, n.1, p.44-50, jan./mar. 2006.

MERTELY, J. C.; MARTYN R, D.; MILLER M. E.; BRUTON B. D. Role of *Monosporascus cannonballus* and other fungi in a root rot/vine decline disease of muskmelon. **Plant Disease**. St Paul, v.75, n.11, p.1133-1137, 1991.

MDICE/ALICE WEB 2010. Disponível em:<
<http://aliceweb.desenvolvimento.gov.br/ajuda/noticias.asp>>. Acesso em: 20 set. 2011.

NAWASHIRO, T. Grafting of watermelon. Tsukuba: Tsukuba International Agricultural Training Centre (JICA), (**Apostila, Vegetable Crops Production Course**). Tsukuba, 12p. 1994.

PIVONIA, S.; COHEN, R.; KATAN, J.; KIGEL, J. Effect of fruit load on the water balance of melon plants infected with *Monosporascus cannonballus*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**. Japão, v.60, p.39-49, 2002.

PIVONIA, S.; COHEN, R.; KAFKAFI, U.; BEM ZE'EV, I. S.; KATAN, J. Sudden wilt of melons in Southern Israel: fungal agentes and relationship with plant development. **Plant Disease**. St Paul, v.81, n.11, p.1150-1170, 1997.

POLLACK, F. G.; UECKER, F. A. Development and cytology of *Monosporascus cannonballus*. **Botanical Gazette**. USA, v.136, p.333-340, 1975.

POLLACK, F. G.; UECKER F. A. *Monosporascus cannonballus*, an unusual Ascomycete in cantaloupe roots. **Mycologia**. Philadelphia, v.66, p.346-349, 1974.

SALES JUNIOR, R.; BELTRÁN, R.; VICENT, A.; ARMENGOL, J.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; MEDEIROS, E. V. Controle biológico de *Monosporascus cannonballus* com *Chaetomium*. **Fitopatologia Brasileira**. Brasília, v.32, p.70-74, jan./fev. 2007.

SALES JUNIOR, R.; BELTRÁN, R.; MICHEREFF, S. J.; ARMENGOL, J.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; MEDEIROS, E. V. Análisis de distintos tipos de azúcares en el método de extracción de ascosporas de *Monosporascus cannonballus* en suelo. **Fitopatologia Brasileira**. Lavras, v.31, p.185-187, mar./abr. 2006.

SALES JUNIOR, R.; NASCIMENTO, I. J. B.; FREITAS, L. S.; BELTRÁN, R.; ARMENGOL, J.; VICENT, A.; GARCIA-JIMÉNEZ, J. First report of *Monosporascus cannonballus* on melon in Brazil. **Plant Disease**. St Paul, v.88, 84p. 2004.

SALES JUNIOR, R.; OLIVEIRA, O. F.; SENHOR, R. F.; ALVES, M. Z. *Monosporascus cannonballus* agente causal do colapso em plantas de melão no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**. Brasília, v.28, n.5, 567p. set/out. 2003.

SALES JUNIOR, R.; VICENT, A.; ARMENGOL, J.; GARCIA-JIMÉNEZ, J.; KOBORI, R. F. Comportamento de cultivares de meloeiro e melancia inoculados com *Acremonium cucurbitacearum* e *Monosporascus cannonballus*. **Fitopatologia Brasileira**. Brasília, v.27, n.2, p.206-210, mar./abr. 2002.

SALES JÚNIOR, R. **Secuencia del ataque de patógenos fúngicos a raíz de melón. Histopatología de la infección por *Acremonium cucurbitacearum*** Alfaro-García, W. Gams et J. García-Jiménez. 1999. 50p. Tese (Doutorado em fitopatología)- Universidad Politécnica de Valencia. Espanha, 50p. 1999.

SANTANA, C. V. da S. **Reação de genótipos de melancia à *Monosporascus cannonballus* e caracterização molecular por meio de marcadores rapd**. 2009. 93f. Dissertação. (Mestrado em Fitotecnia/Proteção de Plantas) Universidade Federal Rural do Semiárido. Mossoró.

SANZ, L.; SALES JUNIOR, R.; ARMENGOL, J.; MONTE, E.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; GRONDONA, I. **Antagonismo de *Trichoderma* spp. frente a *Monosporascus* sp. y *Acremonium cucurbitacearum* causantes do colapso em melón**. Anais do IX Congresso de la Sociedad Española de Fitopatología. Salamanca- Espanha, 287p. 1998.

SANTOS, A. A.; FREIRE, F. C. O.; LIMA, J. A. A.; CARDOSO, J. E. Doenças do meloeiro em áreas irrigadas no estado do Ceará. Embrapa Agroindústria Tropical, **Boletim de Pesquisa**, Fortaleza, n.35, 11p. 2000.

SILVEIRA, L. M.; QUEIROZ, M. A.; LIMA, J. A.; NASCIMENTOS, A. K. Q.; LIMA NETO, I. S. Levantamento sorológico de vírus em espécies de cucurbitáceas na região do submédio do São Francisco, Brasil. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.34, n.2, p.123-126, 2009.

SIVANESAN, A. *Monosporascus cannonballus*. **Mycopathologia**. Albany, v.114, p.53-54, 1991.

STANGHELLINI, M. E.; WAUGH, M. M.; RADEWALD, K. C.; KIM, D. H.; FERRIN, D. M.; TURINI, T. Crop residue destruction strategies that enhance rather than inhibit reproduction of *Monosporascus cannonballus*. **Plant Pathology**. St Paul, v.53, p.50-53, 2004.

STANGHELLINI, M. E.; KIM, D. H.; WAUGH, M. M. Microbe-mediated germination of ascospores of *Monosporascus cannonballus*. **Phytopathology**. St Paul, v.90, n.3, p.243-247, 2000.

STANGHELLINI, M. E.; KIM, D. H.; RASMUSSEN, S. L. Ascospores of *Monosporascus cannonballus*: germination and distribution in cultivated and desert soils in Arizona. **Phytopathology**. St Paul, v.86, p.509-514, 1996.

STANGHELLINI, M. E.; RASMUSSEN, S. L. A quantitative method for the recovery of ascospores of *Monosporascus cannonballus* from field soil. **Phytopathology**. St Paul, p.82-1115, 1992.

TELLO, J. C.; GÓMEZ, J.; CAMPOROTA, P.; LACASA, A. Capacidades parasitarias de *Pythium aphanidermatum* y de *Rhizoctonia solani* sobre pepino y melón. **Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas**, Madrid, v.16, n.1, p.733-741, 1990.

TROUTMAN, J. L.; MATEJKA, J. C. Three fungi associated with cantaloupe roots in Arizona. **Phytopathology**. St Paul, v.60, 1317p. 1970.

TSAY, J. G.; CHEN, R. S.; TUNG, B. K. Survival of *Monosporascus cannonballus* in the field soils. **Plant Pathology Bulletin**. St Paul, v.8, n.3, p.121-124, 1999.

UEMATSU, S.; SEKIYAMA, K. Comparison of morphological characteristics and pathogenicity of *Monosporascus cannonballus* Pollack and Uecker collected in Japan, distribution in melon plants with root rot symptoms and survival in soils under laboratory conditions. **Soil Microorganisms**. Tokio, v.35, p.7-12, 1990.

VIANA, M. G.; ALBUQUERQUE, C. C. de; MEDEIROS, E. V.; VIANA, F. A; SILVA, K. M. B. e. Avaliação do potencial de extratos etanólicos de *Senna alata* contra *Monosporascus cannonballus*. **Ciência e agrotecnologia**. Lavras, v.32, n.5, p.1387-1393, set./out. 2008.

WAUGH, M. M.; KIM, D. H.; FERRIN, D. M.; STANGHELLINI, M. E. Reproductive potential of *Monosporascus cannonballus*. **Plant Disease**. St Paul, v.87, p.45-50, 2003.

WHITAKER, T.W.; ROBINSON, R. W. Squash Breeding. In: Basset, M.J. (Ed.) **Breeding Vegetable Crops**. Wesport: Avi, p.209-246, 1986.

YAMAKAWA, K. Use os rootstocks in solanaceous fruitvegetable production in Japan. **JARQ** (Jpn. Agr. Res. Q.). Tsukuba-Japão, v.15, n.3, p.175-179, 1982.

ZHANG, J. X.; BRUTON, B. D.; HOWELL, C. R.; MILLER, M. E. Potential of *Trichoderma virens* for biocontrol of root rot and vine decline in *Cucumis melo* L. caused by *Monoporascus cannonballus*. **Subtropical Plant Science**. Weslaco, 51p. p.29-37, 1999.

ZHANG, J. X.; BRUTON, B. D.; HOWELL, C. R.; MILLER, M. E. Potential of *Trichoderma virens* for biocontrol of root rot and vine decline in *Cucumis melo* L. caused by *Monoporascus cannonballus*. **Subtropical Plant Science**. Weslaco, 51p. p.29-37, 1999.

CAPÍTULO II

SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE CUCURBITÁCEAS A *Monosporascus cannonballus* E A COMPATIBILIDADE DE PORTA- ENXERTOS

RESUMO

As cucurbitáceas são uma das famílias de plantas mais importantes, utilizadas para produção de alimentos. As condições climáticas favoráveis e a grande variabilidade genética têm influenciado no potencial agrônomo, aumentando o volume de produção e tornando uma família de grande importância econômica no Nordeste brasileiro. A utilização de práticas inadequadas de manejo tem favorecido a incidência de doenças radiculares, associada ao colapso ou declínio de ramas, causado por *M. cannonballus*, que tem dizimado a produção de melão e melancia no Rio Grande do Norte. Por isso, medidas de controle devem ser adotadas, associando o melhoramento genético de cucurbitáceas ao uso da enxertia. Essas estratégias têm sido bastante utilizadas e promissoras no controle de doenças causadas por patógenos radiculares. Assim, os objetivos do presente trabalho foram selecionar porta-enxertos de cucurbitáceas (abóbora, melancia e melão) resistentes a *M. cannonballus* e avaliar o pegamento do enxerto de melancia sobre porta-enxertos de abóboras. No primeiro experimento foram avaliados 13 genótipos de cucurbitáceas quanto à resistência a *M. cannonballus*, utilizando dois procedimentos para detecção da doença: danos às raízes (usando a escala diagramática adaptada ao meloeiro, atribuindo notas que variaram de 0 a 4) e a população inicial e final de ascósporos no solo (método de flotação da sacarose). No segundo experimento avaliou-se pegamento, diâmetro do caule, altura da planta, número de folhas, massa fresca da parte aérea, massa fresca de raiz, massa seca de parte aérea e massa seca de raiz nos porta-enxertos de abóboras sobre o enxerto de melancia. O delineamento estatístico adotado em ambos os experimentos foi o inteiramente casualizado. Os genótipos foram classificados como resistentes e medianamente resistentes. Os resistentes foram: [(PES-07, PEC-01, PEK-05, TPR-08689, Shintoza e Abóbora fitó - abóboras); (TPR-02978 - melancia); (TPR-05851, TPR-06827, PEM-06 e PED-02 - melões)]. O genótipo TPR-04329 (melão) e a cultivar comercial Moranga (abóbora) foram

medianamente resistentes. Os porta-enxertos de abóboras PEK-05, PEC-01 e PES-07 apresentaram menor concentração final de ascósporos no solo. O Porta-enxerto de abóbora PEC-01 foi o que apresentou maior taxa de pegamento sobre enxerto da cultivar comercial de melancia Crimson sweet e melhores resultados nas variáveis altura de planta, número de folhas e diâmetro de caule.

Palavras-chave: *Citrullus lanatus*. Declínio de ramas. Controle genético.

GENOTYPE SELECTION OF CURUBITACEOUS THE
***Monosporascus cannonballus*, AND THE COMPATIBILITY OF**
ROOTSTOCKS

ABSTRACT

The Cucurbitaceae are one of the most important families of plants, used for food production. The favorable climatic conditions and the great genetic variability has influenced in its agronomic potential, increasing the volume of production and making it a family of great economic importance in the Brazilian Northeast. The use of inappropriate management practices has favored the incidence of root diseases, associated with the collapse or decline of branches, caused by the *M. cannonballus*, which has wiped out the melon and watermelon production in Rio Grande do Norte. Therefore, control measures should be adopted, involving the genetic improvement of curubitaceous to the use of grafting. These strategies have been widely used and promising on the control of diseases caused by root pathogens. Assim, the objectives of the present article was to select curubitaceae rootstocks (pumpkin, watermelon and melon) resistant to the *M. cannonballus* and evaluate the graft of watermelon on pumpkin rootstocks. In the first experiment 13 genotypes of curubitaceae were evaluated regarding their resistance to the *M. cannonballus*, using two procedures for detection of the disease: damage to the roots (using the diagrammatic scale adapted to melons, assigning scores that ranged from 0 to 4) and the initial and final population of ascospores in the soil (sucrose flotation method). In the second experiment was evaluated grafting success, stem diameter, plant height, leaf number, fresh mass from the aerial part, fresh mass of the root, dry mass from the aerial part and dry mass of root in to pumpkins rootstocks over graft melon. The statistical design adopted in both the experiments was completely randomized. The genotypes were classified as resistant and moderately resistant. The resistants were: [(PES-07, PEC-01, PEK-05, TPR-08689, Shintoza and Pumpkin phyto - Pumpkins), (TPR-02978 - watermelon), (TPR-05851, TPR-06827, PEM-06 and PED-02 - melons)]. The genotype TPR-04329

(melon) and the commercial cultivar Moranga (pumpkin) were moderately resistant. The the pumpkins rootstocks PEK-05, PEC-01 and PES-07 showed less final concentration of ascospores in soil. The pumpkin rootstock PEC-01 was the one which showed the highest rate of graft fruit set on the commercial cultivar Crimson Sweet watermelon and better results in the variables plant height, leaf number and stem diameter.

Keywords: *Citrullus lanatus*. Vine decline. Genetic control

1 INTRODUÇÃO

A família das Cucurbitáceas tem o maior número de espécies e diversidade genética, apresentando importância econômica em todo o mundo (ROBINSON, 1997). Muitas culturas dessa família botânica, como melão e melancia, têm apresentado incremento na produção e, conseqüentemente, no volume comercializado. Entretanto, Oda et al. (1995) cita que 85% do fracasso da produção de olerícolas no Brasil, em cultivos sucessivos, deve-se a doenças causadas por patógenos veiculados pelo solo.

Dentre os agentes infecciosos causadores das doenças, o fungo *Monosporascus cannonballus* Pollack e Uecker se destacam como um dos principais fitopatógenos envolvidos na síndrome do declínio de ramas ou colapso (BRUTON, 1998). A presença do referido patógeno, tem limitado a exploração comercial de cucurbitáceas em regiões produtoras do Brasil e do mundo. Particurlamente, isso se deve ao seu difícil controle (MARTYN; MILLER, 1996; SALES JUNIOR et al., 2003; 2004).

Medidas alternativas estão sendo testadas para contornar os problemas causados por esta doença, a exemplo, o uso da técnica de enxertia com porta-enxertos resistentes, utilizada em cultivos com espécies suscetíveis a fungos habitantes do solo. Tendo em vista conferir um melhor desenvolvimento radicular e uma maior rusticidade (NOMURA, 1989; TSAMBANAKIS, 1984).

Sendo assim, os objetivos desse estudo foram selecionar porta-enxertos de cucurbitáceas (abóbora, melancia e melão) resistentes a *M. cannonballus* e avaliar o pegamento do enxerto de melancia sobre porta-enxertos de abóboras.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Localização da Área Experimental

Foram realizados dois experimentos, no primeiro avaliou-se a resistência dos genótipos de cucurbitáceas (abóbora, melancia e melão) à *Monosporascus cannonballus* e no segundo, o pegamento do enxerto (cultivar comercial de melancia Crimson sweet) sobre porta-enxertos de abóboras resistentes (PEC-01, PES-07 e PEK-05).

Os ensaios foram conduzidos em casa de vegetação, no campus central da Universidade Federal Rural do Semiárido – UFERSA, localizada no município de Mossoró, situado a 5°11'15" de latitude Sul e 37°20'39" de longitude Oeste, com uma altitude de 16 metros. O clima, segundo a classificação de Köppen é 'BSWh' (muito seco, com estação de chuva no verão atrasando-se para o outono (CARMO FILHO; OLIVEIRA, 1989).

Para este estudo foi utilizado solo naturalmente infestado com *M. cannonballus*, proveniente de uma área comercial de melancia localizada no município de Icapuí-CE, (Tabela 1).

Tabela 1- Características químicas do solo coletado em área comercial de melancia localizada no município de Icapuí- CE. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.

N	pH	CE	Mat.Org	P	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Al ²⁺	H ⁺ Al	CTC
g/kg	Água	ds/m	g/kg		mg/dm ³		cmolc/dm ³			%	
0	8,38	0,07	2,68	4,2	44,9	91,7	1,5	0,3	0	0	2,31

2.2 Primeiro Experimento: Avaliação dos Genótipos

Foram utilizados 13 genótipos de cucurbitáceas (abóbora, melancia e melão), conforme especificado na Tabela 2.

Tabela 2- Relação dos genótipos de cucurbitáceas utilizados no ensaio de resistência a *Monosporascus cannonballus*. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.

Trat	Genótipos	Espécies	Especificações	Empresas
T1	TPR- 02978	Melancia	Híbrido	Agristar
T2	TPR- 04329	Melão	Híbrido	Agristar
T3	TPR- 05851	Melão	Híbrido	Agristar
T4	TPR- 08689	Abóbora	Híbrido	Agristar
T5	TPR- 06827	Melão	Híbrido	Agristar
T6	Moranga	Abóbora	Híbrido	Feltrin
T7	PES- 07	Abóbora	Híbrido	Syngenta
T8	PEC- 01	Abóbora	Híbrido	Syngenta
T9	PEM- 06	Melão	Híbrido	Syngenta
T10	PED- 02	Melão	Híbrido	Syngenta
T11	PEK- 05	Abóbora	Híbrido	Syngenta
T12	Shintoza	Abóbora	Híbrido	Fito
T13	FITO	Abóbora	Híbrido	Fito

Foi realizada a técnica de semeadura direta, sendo utilizadas duas sementes de cada genótipo por vaso com capacidade para 2 Kg. Nestes foram utilizadas uma mistura na proporção 2:1 (solo naturalmente infestado e substrato comercial Plantmax HT[®] esterilizado).

Os tratos culturais realizados foram capinas manuais, tutoramento, aplicação de adubo foliar, inseticidas e fungicidas, de acordo com as necessidades impostas pela cultura, utilizando produtos fitossanitários registrados para a mesma.

As plantas foram regadas manualmente duas vezes ao dia com ajuda de um regador, com capacidade para 5L de água.

2.2.1 Análise de danos e isolamento

Sessenta dias após o plantio, as raízes foram levadas ao laboratório de Fitopatologia II, retiradas cuidadosamente dos vasos e lavadas em água corrente, para retirada do excesso de solo. Em seguida, foram avaliadas quanto aos danos causados pelo patógeno *M. cannonballus*, usando a escala diagramática adaptada ao meloeiro, onde se atribuíram notas que variaram de 0 a 4, sendo 0 (raiz sem sintomas), 1 (menos de 10% das raízes com fraca descoloração ou lesões), 2 (moderada descoloração ou podridão, com lesões atingindo 25 até 35% das raízes), 3 (lesões convergindo a 50% das raízes e morte das raízes secundárias) e 4 (necrose generalizada das raízes ou planta morta) (AEGERTER; GORDON; DAVIS, 2000).

Para o isolamento do fungo, procedeu-se a desinfestação superficial das raízes, mergulhando-se em etanol 70% e, posteriormente, em hipoclorito de sódio 5% durante 1 minuto, lavadas duas vezes em água destilada e colocadas sob papel filtro autoclavado, para secagem das raízes. Em seguida, pequenos fragmentos de raízes foram transferidos para placas de Petri, contendo meio de cultura batata-dextrose-ágar (BDA) acrescido de 500 $\mu\text{g.g}^{-1}$ de estreptomicina e incubados durante 7 dias à temperatura de 25 ± 2 °C, sob luminosidade contínua. Para confirmação do isolamento, as placas contendo o micélio foram mantidas durante 30 dias, até o desenvolvimento dos peritécios.

Foi calculado o índice geral de doença (IGD) através dos valores de danos às raízes, classificando os genótipos nas seguintes categorias: 1-1,9= resistente; 2-2,9= medianamente resistente; 3-3,9= suscetível; 4-5= muito

suscetível (ARMENGOL et al., 1998; ARMENGOL; SALES JUNIOR; GARCÍA-JIMÉNEZ, 1999).

2.2.2 Contagem da população inicial e final de ascósporos

Amostras de solo foram retiradas antes da realização do plantio, para determinar a população inicial de ascósporos de *M. cannonballus*. No final do experimento, o solo de cada tratamento, foi homogeneizado, retirando-se amostras compostas para obtenção da população final de ascósporos.

A secagem do solo foi realizada à sombra durante 72 h, peneirado em malhas de 1 mm, 250, 75 e 32 µm. O material retido na última tâmara foi centrifugado mediante o método de flotação de sacarose adaptado por Sales Júnior et al. (2006). O sobrenadante obtido através da centrifugação foi passado em malha de 32 µm e transferido para placas de Petri, para contagem da população de ascósporos UFC g⁻¹ de solo (unidade formadora de colônia por grama de solo) com o auxílio de microscópio estereoscópio de 60x. Após a contagem inicial e final, para determinar o percentual do índice de ascósporos (IA) aplicou-se a seguinte fórmula:

$$IA = 100 \cdot \left(\frac{CFA - CIA}{CIA} \right)$$

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado e os testes foram conduzidos com cinco repetições por genótipos, e a unidade experimental constituída por duas plantas/vaso. Foi realizado o teste de Scott-Knott para o agrupamento das médias no software SAEG® 9.2.

2.3 Segundo Experimento: Compatibilidade do Enxerto sobre Porta-Enxertos

2.3.1 Obtenção das mudas e o processo de enxertia

A cultivar comercial de melancia Crimson sweet, foi utilizada como enxerto no presente trabalho, por apresentar suscetibilidade a *M. cannonballus* em estudo realizado por Santana (2010). Estas foram semeadas em bandejas de poliestireno expandido com 128 células, preenchidas com substrato comercial Plantmax HT[®] esterilizado.

Após 15 dias foi realizado o plantio direto dos porta-enxertos de abóboras PEC-01, PES-07, PEK-05, utilizando uma semente de cada genótipo, em vasos contendo uma mistura de solo naturalmente infestado com substrato comercial Plantmax HT[®] esterilizado, na proporção 2:1, respectivamente.

Quando as mudas do enxerto e dos porta-enxertos apresentaram a primeira folha verdadeira expandida e os porta-enxertos com a segunda folha definitiva em desenvolvimento, procedeu-se a enxertia tipo fenda cheia. A escolha deste método foi baseada em maiores taxas de pegamento (sobrevivência) realizada em testes preliminares com plantas de cucurbitáceas.

O processo de enxertia se deu através de duas etapas: A primeira foi realizada com um corte de aproximadamente, 1,0 centímetro de profundidade entre os cotilédones dos porta-enxertos (abobreiras) até o centro do hipocótilo. Na segunda etapa o corte em bisel do enxerto (melancieira), aproximadamente 1,5 centímetros abaixo de seus cotilédones, de forma que no momento da união, as folhas cotiledonares da melancia formaram um ângulo de 90° em relação às folhas da abóbora, quando assim foram inseridas na fenda (CAÑIZARES; GOTO, 2002) (FIGURAS 1A, 1B, 1C e 1D). Após o procedimento da enxertia foi fixado um

clipe (prendedor) próprio para hortaliças, de acordo com a Figura 1D, com objetivo de manter os tecidos unidos, e obter sucesso na enxertia. Em seguida, os enxertos foram mantidos em câmara úmida durante 17 dias (tempo que foi observada a cicatrização dos tecidos e a formação do calo), para facilitar o processo de adequação das mudas (pegamento e cicatrização).



Figura 1. A) Corte do porta-enxerto 1cm abaixo dos cotilédones. B) Corte do enxerto em bisel com ângulo de 90°. C) Encaixe do enxerto sobre o porta-enxerto. D) Uso do pegador para a fixação do enxerto sobre o porta-enxerto. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.

A câmara úmida possuía dimensões de: 4,40 m x 1,0 m x 0,70 m suspensa 1,0 metro do solo, declividade de aproximadamente 20° (Figura 2), com uma cobertura de papel jornal, regada três vezes ao dia, para manter a umidade relativa do ar. Essa câmara foi coberta com filme de polietileno (100 µm, baixa densidade) e fechada nas laterais. A temperatura e umidade dentro da câmara foram registradas durante os 17 dias do experimento com equipamento *datalogger*.



Figura 2: Câmara úmida para a aclimação das plântulas enxertadas. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.

2.3.2 Avaliação das plantas enxertadas

Aos dezessete dias da enxertia avaliou-se: pegamento (PEG), diâmetro do caule (mm) (DC), altura da planta (cm) (AL), número de folhas (NF), massa fresca de parte aérea (g) (MFPA), massa fresca de raiz (g) (MFR), massa seca de parte aérea (g) (MSPA) e massa seca de raiz (g) (MSR).

2.3.2.1 Pegamento

O índice de pegamento foi obtido pela relação do número de enxertos cicatrizados pelo total de mudas enxertadas, sendo esse valor expresso em porcentagem (%).

2.3.2.2 Contagem do número de folhas

Foi feita a contagem de folhas de cada plântula e depois calculou-se a média dos tratamentos.

2.3.2.3 Diâmetro do caule

O diâmetro do caule foi medido com ajuda de um paquímetro manual, em três regiões do caule da plântula, 1cm abaixo, acima e no local do calo de cicatrização dos enxertos, sendo expressa em (mm).

2.3.2.4 Altura da planta

A altura das plântulas foi determinada com auxílio de uma régua centimetrada, sendo expressa em (cm).

2.3.2.5 Massa fresca e massa seca de raiz e da parte aérea

A massa fresca da parte aérea (MFPA) e da raiz (MFR) foram obtidas através da pesagem em balança analítica e expressa em gramas (g). Para determinar a massa seca da parte aérea (MSPA) e da raiz (MSR), ambas foram colocadas para secar em estufa a 70 °C durante 72 horas. Posteriormente, foi realizada uma nova pesagem até obtenção de massa constante, sendo expressa em gramas (g).

O delineamento estatístico adotado foi o inteiramente casualizado, com 4 tratamentos, sendo 3 genótipos de abóbora (porta-enxertos), uma testemunha (Cultivar comercial Shintoza) sobre enxerto de melancia (cultivar comercial Crimson sweet) e 13 repetições. Utilizou-se o teste de Tukey a 5% de probabilidade com o software SAEG® 9.2.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Primeiro Experimento: Avaliação dos Genótipos

De acordo com a Tabela 3, a média da população inicial foi de 2,5 ascósporos.g⁻¹ solo. Para Medeiros (2008), no Brasil ainda não existe um parâmetro que indique um limiar de risco do número de ascósporos necessários para causar doença. Entretanto, Waugh et al. (2003) relataram que campos cultivados com meloeiro na Califórnia foram considerados problemáticos quando apresentavam no mínimo 2,0 ascósporos.g⁻¹ solo. No Arizona (EUA), 76% das áreas cultivadas com meloeiro e com histórico de declínio, apresentaram até 3 ascósporos.g⁻¹ de solo. Medeiros et al. (2006) afirmam que ainda é desconhecido o fator responsável pelo aumento da infectividade e virulência dos ascósporos, pois Stanghellini et al. (1996) encontraram população de ascósporos semelhantes em áreas comerciais de melões afetadas pela doença e em solos nativos, mas, estes não apresentaram histórico da doença, enfatizando assim, que diferentes fatores podem favorecer a infecção.

Os genótipos TPR-04329 (melão); TPR-08689 e a variedade comercial Abóbora fitó (abóboras) proporcionaram a maior concentração final de ascósporos (CFA) (Tabela 3). Um dos aspectos que pode estar relacionado ao aumento da CFA são os exudados radiculares emanados das referidas plantas, uma vez que estes podem influenciar na germinação e multiplicação dos ascósporos.

Os genótipos PEK-05; PES-07 e PEC-01, todos pertencentes à espécie *Cucurbita moschata* (abóboras) proporcionaram a menor concentração final de ascósporos (Tabela 3). Dados semelhantes em relação à baixa população de

ascósporos foram obtidos por Beltran et al. (2008) quando testaram porta-enxertos de abóboras. Os autores sugerem que o gênero *Cucurbita* pode estar relacionado ao aumento da resistência do sistema radicular, sendo este um gênero dentro da família Cucurbitaceae que vem apresentando maior número de espécies com resistência a *M. cannonballus*, provavelmente devido à ação de mecanismos de defesa que podem atuar nas raízes, produzindo enzimas como a quitinases e β -1,3-glucanases que são acumuladas no apoplasto das células vegetais, permitindo a defesa contra o ataque de patógenos e gerando sinais moleculares capazes de ativar, no interior da célula, o avanço e desenvolvimento da doença (LEBEDA et al., 2001). Além desses fatores, segundo Ramamoorthy et al. (2002) espécies de abóboras são mais utilizadas como porta-enxertos, porque possuem maior volume de raiz e capacidade de regeneração, bem como tolerância à infecção.

De acordo com os valores de IGD (Tabela 3), os genótipos foram classificados como resistentes e medianamente resistentes. Os genótipos resistentes foram: [(PES-07, PEC-01, PEK-05, TPR-08689, Shintoza e Abóbora fitó - abóboras); (TPR-02978 - melancia); (TPR-05851, TPR-06827, PEM-06 e PED-02 - melões)]. Enquanto os genótipos TPR-04329 (melão) e a cultivar comercial Moranga (abóbora) mostraram-se medianamente resistentes ao *M. cannonballus*. A resposta de plantas a doenças causadas por patógenos veiculados pelo solo pode ser influenciada pelo estágio de desenvolvimento da planta, nível e tipo de resistência envolvida, densidade de inóculo no solo, variabilidade do patógeno e condições ambientais (MERTELY et al., 1993; BRUTON, 1998). Segundo Andrade (2004) na seleção de fontes de resistência à doença nas condições brasileiras deve ser considerada a existência de variabilidade na virulência entre os isolados de *M. cannonballus*, evitando que genótipos suscetíveis sejam considerados resistentes,

em função da utilização de isolados pouco virulentos ou com capacidade reduzida de infectar e colonizar a planta.

Tabela 3. Valores médios das concentrações iniciais e finais de ascóporos no solo, índice de ascóporos, danos às raízes e índice geral de doença, obtidos em solo cultivado com diferentes genótipos de cucurbitáceas. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.

Genótipo	CIA (g ⁻¹ solo)	CFA (g ⁻¹ solo)	IA(%)	DANOS (Nota)	IGD
TPR-02978	2,5	2,51 a	0,33	1,3	R
TPR-04329	2,5	3,03 a	21,33	2,3	MR
TPR-05851	2,5	2,58 a	3,00	1,8	R
TPR-08689	2,5	2,99 a	19,67	1,4	R
TPR-06827	2,5	2,68 a	7,00	1,4	R
Moranga	2,5	2,47 a	-1,33	2,4	MR
PES 07	2,5	1,64 b	-34,33	1,6	R
PEC 01	2,5	1,93 b	-22,67	1,6	R
PEM 06	2,5	2,47 a	-1,33	1,7	R
PED 02	2,5	2,58 a	3,33	1,3	R
PEK 05	2,5	1,63 b	-35,00	1,2	R
Shintoza	2,5	2,63 a	5,33	1,6	R
Abóbora Fitó	2,5	2,80 a	12,00	1,9	R
$r_s = 0,25^{ns}$					

CIA: concentração inicial de ascóporos; CFA: concentração final de ascóporos, IA: incremento de ascóporos em relação à concentração inicial. r_s : coeficiente de correlação de Spearman entre CFA; DANOS: danos nas raízes e IGD: índice geral de doença. Médias seguidas pela mesma letra pertencem ao mesmo grupo conforme o agrupamento de Scott-Knott.

Sendo assim, estudos futuros são necessários para avaliar a constante variabilidade deste patógeno, monitorando mudanças na população de *M. cannonballus*, juntamente com a determinação dos níveis de inóculo capaz de

causar doença. Além da obtenção de cultivares resistentes em programas de melhoramento genético, que possam auxiliar no manejo integrado da doença.

3.2 Segundo Experimento: Compatibilidade de Enxerto sobre Porta-Enxertos

Os porta-enxertos de abóboras PEC-01, PES-07 e PEK-05 foram selecionados para o presente estudo de compatibilidade por apresentarem resistência a *M. cannonballus* e menor concentração final de ascósporos no solo, obtidos em estudo preliminar. A cultivar Shintoza foi escolhida por ser utilizada comercialmente como porta-enxerto no controle de doença causada por patógeno veiculado pelo solo (Fusariose).

Dos porta-enxertos avaliados, o que proporcionou melhor índice de pegamento foi o PEC-01 60%, seguido do PES-07 35% e PEK-05 30%. A cultivar comercial Shintoza apresentou um índice de 15% (Figura 4). Aumonde et al. (2006) avaliando porta-enxertos de abóboras nas condições climáticas de Pelotas-RS obtiveram taxa de pegamento de 56,3% e 22% quando submetidos aos porta-enxertos de abóbora Menina (*C. moschata*) e abóbora Morango (*C. pepo*) respectivamente, sobre enxerto da melancia Crimson sweet no controle de fusariose. A diferença observada no índice de pegamento dos porta-enxertos estudados no presente trabalho e no de Aumonde et al. (2006) utilizando o mesmo enxerto, deve-se, certamente, à afinidade dos materiais genéticos, tamanho da área de contato e a diferença de diâmetro do caule entre enxerto e porta-enxerto (TRAKA-MAVRONA et al., 2000).

Para Goto (2003) a compatibilidade existente entre enxerto/porta-enxerto deve-se, também, à lignificação do material do porta-enxerto que, se excessiva, pode provocar a morte da planta, por desfavorecer a translocação de água e

nutrientes para o enxerto. Miguel (1997) descrevendo reações de conexão de vasos em enxertia de *Cucumis* e *Curcubita* relatou que existe um mecanismo celular de reconhecimento que produz reações de compatibilidade-incompatibilidade, onde estão envolvidas substâncias reguladoras vegetais, liberados pelos tecidos lesionados.

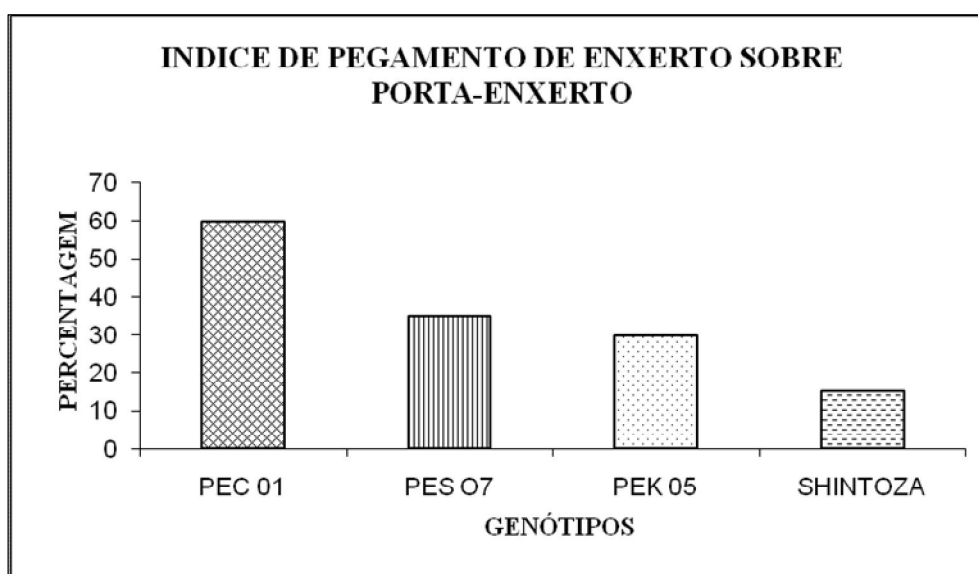


Figura 3. Índice de pegamento do enxerto Crimson sweet sobre porta-enxertos de abóboras.

A MSPA e a MSR do porta-enxerto PEC-01 e da cultivar Shintoza foram estatisticamente iguais e superiores ao PEK-05 e PES-07. Não houve diferença estatística entre os porta-enxertos, no que se refere às variáveis DC, NF e AP, entretanto, o PEC-01 (Tabela 4), que apresentou melhor índice de pegamento, também proporcionou melhor resultado para as mesmas variáveis. Isso se deve, provavelmente, à afinidade entre enxerto e porta-enxerto, favorecendo dessa forma o desenvolvimento da planta, o que corrobora com o relato de Lee e Oda (2003) onde afirmam que a enxertia induz mudanças significativas em quase todos os aspectos de crescimento e desenvolvimento de uma planta, sendo fortemente influenciada por diferentes fatores.

Tabela 4- Valores médios de percentagem de pegamento (% PEG); diâmetro abaixo (AB); acima (AC) e no local da enxertia (L) em (cm); número de folhas (NF); altura de plantas (AP) em cm; matéria seca da parte aérea (MSPA) em (g) e matéria seca das raízes (MSR) em gramas para os quatro porta-enxertos de abóboras. Mossoró-RN, UFERSA, 2011.

Porta-enxertos	%PEG ¹	Diâmetro (cm)			NF	AP (cm)	MSPA (g)	MSR (g)
		AB ²	AC	L				
PEC 01	60a	0,53a	0,38a	0,58a	3,40a	5,95a	0,12a	0,28a
PEK 05	30b	0,52a	0,33a	0,57a	1,67a	5,92a	0,08b	0,08b
PES 07	35b	0,48a	0,37a	0,52a	2,42a	5,02a	0,05b	0,09b
SHINTOZA	15bc	0,50a	0,30a	0,53a	3,30a	5,50a	0,13a	0,31a

¹Porcentagens seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Z de proporções ($p < 0,05$). ²Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey. %PEG: porcentagem de pegamento; AB: diâmetro 1,0 cm abaixo da enxertia; AC: diâmetro 1,0 cm acima da enxertia; L: diâmetro no local da enxertia; NF: número de folhas; AP: altura da plântula; MSPA: matéria seca da parte aérea; MSRA: matéria secada raiz.

O controle de doenças causadas por patógenos veiculados pelo solo têm se constituído em um desafio em razão do surgimento de raças fisiológicas ou grupos de diferentes patógenos. Com base nisso, a adoção da enxertia utilizando porta-enxertos resistentes, apresenta-se como uma alternativa de manejo bastante promissora, porém, com necessidade de outros estudos acerca do comportamento dos porta-enxertos, compatibilidade, produtividade e resistência/tolerância destes às doenças.

4 CONCLUSÕES

- Os genótipos TPR-08689; PES-07; PEC-01; PEK-05 e as cultivares comerciais Shintoza e Abóbora fitó (abóboras), TPR-05851; TPR-06827; PEM-06; PED-02 (melões) e TPR-02978 (melancia) foram classificados como resistentes a *M. cannonballus*;
- O genótipo TPR-04329 (melão) e a cultivar comercial Moranga (abóbora) foram medianamente resistentes a *M. cannonballus*;
- Os porta-enxertos de abóboras PEK-05; PEC-01 e PES-07 apresentaram menor concentração final de ascósporos no solo;
- O Porta-enxerto de abóbora PEC-01 foi o que apresentou maior taxa de pegamento sobre enxerto da cultivar comercial de melancia Crimson sweet e melhores resultados nas variáveis altura de planta, número de folhas e diâmetro de caule.

REFERÊNCIAS

AEGERTER, B. J.; GORDON, T. R.; DAVIS, R. M. Occurrence and pathogenicity of fungi associated with melon root rot and vine decline in California. **Plant Disease**, St Paul, v.84, n.3, p.224-230, 2000.

ANDRADE, D. E. G. T. **Frequência de fungos associados ao colapso do meloeiro e influência da densidade de inóculo e isolados de *Monosporascus cannonballus* na severidade da doença.** 48f. 2004. Tese (Doutorado) Universidade Federal Rural de Pernambuco, UFRPE. Recife.

ARMENGOL, J.; SALES JUNIOR, R.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J. Evolución de los daños causados por *Acremonium cucurbitacearum* em raíz de melón es sus primeros estados de desarrollo. **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas**. Madrid, n.25, p.265- 277, 1999.

ARMENGOL, J.; SANZ, E.; MARTÍNEZ-FERRER, G.; SALES JUNIOR, R.; BRUTON, B. D.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J. Host range of *Acremonium cucurbitacearum*, cause of Acremonium collapse of muskmelon. **Plant Pathology**. St Paul, v.47, p.29-35, 1998.

AUMONDE, T. Z.; PEIL R. M. N.; P. T; STRASSBURGER, A. S. Compatibilidade e crescimento inicial de mudas de melancia enxertadas em diferentes porta-enxertos. **Tecnologia & Ciências Agropecuária**. João Pessoa, v.5, n.1, p.7-11, mar. 2011.

BELTRÁN, R.; VICENT, A.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; ARMENGOL, J. Comparative epidemiology of *Monosporascus* root rot and vine decline in muskmelon, watermelon, and grafted watermelon crops. **Plant Disease**. St Paul, v.92, p.158-163, 2008.

BRUTON, B. D. Soilborne diseases in Cucurbitaceae: Pathogen virulence and host resistance. In: McCreight, J. (Ed.) CUCURBITACEAE 98. **American Society for Horticultural Science**. Alexandria, 1998. p.143-166.

CAÑIZARES, K. A. L.; GOTO, R. Comparação de métodos de enxertia em pepino, **Horticultura Brasileira**. Brasília, v.20, n.1, p.95-99, mar. 2002.

CARMO FILHO, F.; OLIVEIRA, O. F. **Mossoró**: um município do semiárido nordestino características e aspectos florísticos. Mossoró: FGD, 1989. (Coleção Mossoroense, Série B). n.672, 62p. 1989.

GOTO, R.; SANTOS, H. S.; CAÑIZARES, K. A. L. Enxertia em hortaliças. **Editora UNESP**. Jaboticabal: UNESP, 2003. p.19.

LEBEDA, A.; LUHOVÁ, L.; SEDLÁROVÁ, M.; JANCOVÁ, D. The role of enzymes in plant-fungal pathogens interactions: review. **Journal of Plant Diseases and Protection**. Alemanha, v.108, p.89-111, 2001.

LEE, J. M.; ODA, M. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. **Horticultural Reviews**. New York, v.28, p.61-124, 2003.

MARTYN, R. D.; MILLER, M. E. *Monosporascus* root rot and vine decline: an emerging disease of melons worldwide. **Plant Disease**. St Paul, v.80, p.716-725, 1996.

MEDEIROS, E. V. **Densidade populacional de *Monosporascus cannonballus*: relação com a utilização de agrotêxtil, diferentes culturas e tempo de cultivo**. 2008. 89f. Dissertação. Mossoró.

MEDEIROS, E. V.; SALES JUNIOR, R.; MICHEREFF, S. J.; BARBOSA, M. R. Controle de *Monosporascus cannonballus* por Tiazolidina-2,4-Diona e efeito sobre o agente de controle biológico *Trichoderma* spp. **Revista Caatinga**. Mossoró, v.19, n.1, p.44-50, jan./mar. 2006.

MERTELY, J. C.; MARTYN, R. D.; MILLER, M. E.; BRUTTON, B. D. An explanded host range for the muskmelon pathogen *Monosporascus cannonballus*. **Plant Disease**, St Paul, v.77, p.667-673, 1993.

MIGUEL, A. G. Injerto de Hortalizas. **Generalitat Valenciana**. Valência, (Divulgacion técnica, 40), 88p. 1997.

NOMURA, Y. Differences in *Fusarium oxysporum* f. sp. *lagenariae* wilt occurrence between cucumber plants grafted on pumpkin rootstock and non-grafted pumpkin plants. **Proceeding of the Association for Plant Protection of Kyushu**. Japão, v.35, p.30-33, 1989.

ODA, M. New grafting methods for fruit-bearing vegetables in Japan. **A.R.Q.** Japão, v.29, n.3, p.187-194, 1995.

RAMAMOORTHY, V.; RAGUCHANDER, T.; SAMIYAPPAN, R. Induction of defense-related proteins in tomato roots treated with *Pseudomonas fluorescens* Pf1 and *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. **Plant and Soil**. The Hague, v.239, p.55-68, 2002.

ROBINSON, R. W.; DECKER-WALTERS, D. S. Curcubits. **CAB Internacional**. Cambridge, 226p. 1997.

SALES JUNIOR, R.; BELTRÁN, R.; MICHEREFF, S. J.; ARMENGOL, J.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; MEDEIROS, E. V. Análisis de distintos tipos de azúcares

en el método de extracción de ascosporas de *Monosporascus cannonballus* en suelo. **Fitopatologia Brasileira**. Lavras, v.31, p.185-187, mar./abr. 2006.

SALES JUNIOR, R.; NASCIMENTO, I. J. B.; FREITAS, L. S.; BELTRÁN, R.; ARMENGOL, J.; VICENT, A.; GARCIA-JIMÉNEZ, J. First report of *Monosporascus cannonballus* on melon in Brazil. **Plant Disease**. St Paul, v.88, 84p. 2004.

SALES JUNIOR, R.; OLIVEIRA, O. F.; SENHOR, R. F.; ALVES, M. Z. *Monosporascus cannonballus* agente causal do colapso em plantas de melão no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**. Brasília, v.28, n.5, 567p. set/out. 2003.

SANTANA, C. V. da S. **Reação de genótipos de melancia à *Monosporascus cannonballus* e caracterização molecular por meio de marcadores rapid**. 2009. 93f. Dissertação. (Mestrado em Fitotecnia/Proteção de Plantas) Universidade Federal Rural do Semiárido. Mossoró.

STANGHELLINI, M. E.; KIM, D. H.; RASMUSSEN, S. L. Ascospores of *Monosporascus cannonballus*: germination and distribution in cultivated and desert soils in Arizona. **Phytopathology**. St Paul, v.86, p.509-514, 1996.

TRAKA-MAVRONA, E.; KOUTSIKA-SOTIRIOU, M.; PRISTA, e T. Response of squash (*Cucurbita* spp.) as rootstock for melon (*Cucumis melo* L.). **Scientia Hort**. Korea, v.90, p.611-614, 2002.

TSAMBANAKIS, J. Grafting cucumber hybrids on the rootstocks *Cucurbita ficifolia*. In: CONFERENCE ON PROTECTED VEGETABLES AND FLOWERS, 3. **Proceedings**. Ierapetra. Agricultural Research Station. Heraklion, 28p. 1984.

WAUGH, M. M.; KIM, D. H.; FERRIN, D. M.; STANGHELLINI, M. E.
Reproductive potential of *Monosporascus cannonballus*. **Plant Disease**. St Paul,
v.87, p.45-50, 2003.