



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE  
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA AGROALIMENTAR  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM HORTICULTURA TROPICAL**

**WANNUBYA CAROLINE DE ALMEIDA NOBRE RAMALHO**

**OCORRÊNCIA DE FUNGOS FITOPATÓGENOS  
ASSOCIADOS AO DECLÍNIO DE RAMAS DE  
CUCURBITÁCEAS, EM CAATINGA**

**POMBAL - PB**

**2014**

WANNUBYA CAROLINE DE ALMEIDA NOBRE RAMALHO

**OCORRÊNCIA DE FUNGOS FITOPATÓGENOS  
ASSOCIADOS AO DECLÍNIO DE RAMAS DE  
CUCURBITÁCEAS, EM CAATINGA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Campina Grande, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical, para obtenção do título de mestre.

Orientador: Dr. Sc. Rui Sales Júnior

Coorientadora: Dra. Sc. Márcia Aparecida Cezar

**POMBAL - PB  
2014**

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA SETORIAL  
CAMPUS POMBAL/CCTA/UFCG**

DIS  
R165o

Ramalho, Wannubya Caroline de Almeida Nobre.

Ocorrência de fungos fitopatógenos associados ao declínio de ramos de cucurbitáceas, em Caatinga / Wannubya Caroline de Almeida Nobre Ramalho. - Pombal, 2014.

48fls.

Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical) - Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar, 2014.

"Orientação: Prof.º Dr.º Rui Sales Júnior".

"Co-orientação: Prof.ª Dr.ª Márcia Aparecida Cezar".

Referências.

1. Doenças das Plantas - Fungos. 2. Caatinga - Plantas Nativas. 3. *Cucurbitáceas*.  
I. Sales Júnior, Rui. II. Cezar, Márcia Aparecida. III. Título.

UFCG/CCTA

CDU 632.4

WANNUBYA CAROLINE DE ALMEIDA NOBRE RAMALHO

**OCORRÊNCIA DE FUNGOS FITOPATÓGENOS  
ASSOCIADOS AO DECLÍNIO DE RAMAS DE  
CUCURBITÁCEAS, EM CAATINGA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Campina Grande, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical, para obtenção do título de mestre.

APROVADA EM: 28/03/2014

---

Prof. Dr. Sc. Rui Sales Júnior  
DCV /UFERSA  
Orientador

---

Prof. Dra. Sc. Márcia Aparecida Cezar  
CCTA - UAGRA/UFCG  
Examinador

---

Prof. Dr. Sc. Hailson Alves Ferreira Preston  
DCV - UFERSA  
Examinador

*A Deus, ao meu filho, por todas as  
horas ausentes e a minha família...*

*DEDICO*

## **AGRADECIMENTOS**

À Deus, por tudo que me concede e por não me deixar desistir.

A minha família, em especial, aos meus pais (Romualdo e Aluiza) e ao meu marido (Wesley) por todo amor, apoio e compreensão dedicados em todos os momentos da minha vida.

À Universidade Federal de Campina Grande - Campus Pombal pela oportunidade de realizar este sonho.

À Universidade Federal Rural do Semiárido por apoiar as realizações das atividades no Laboratório de Fitopatologia.

À CAPES-REUNI, pela concessão de bolsa de estudos.

Ao orientador Rui Sales Júnior, por todos os ensinamentos e apoio prestados durante a elaboração do trabalho.

Aos professores do Programa de Pós - Graduação em Horticultura Tropical, em especial a professora Márcia Aparecida, pelo apoio, confiança e ensinamentos.

Ao doutorando Tiago Augusto, pelo apoio e ensinamentos prestados durante a fase de elaboração do trabalho no Laboratório de Fitopatologia do Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar Campus Pombal

Ao amigo Haílton Barbosa, pela ajuda prestada e por todo apoio na condução do experimento.

À amiga Delzuite Telles, por todas as horas de ajuda durante a condução do experimento.

Ao amigo Alexsandro Coêlho, pela ajuda prestada durante as coletas do experimento.

E a todos que direta e indiretamente contribuíram para que este trabalho fosse realizado.

## LISTA DE FIGURAS

	Pag.
<b>FIGURA 1.</b> Exemplar de: <i>Hyptis suaveolens</i> (A); <i>Canavalia brasiliensis</i> (B); <i>Turnera subulata</i> (C); <i>Waltheria indica</i> (D).....	14
<b>FIGURA 2.</b> Exemplar de: <i>Croton sonderianus</i> (A); <i>Senna obtusifolia</i> (B); <i>Cleome spinosa</i> (C); <i>Alternanthera tenella</i> (D).....	15
<b>FIGURA 3.</b> Exemplar de: <i>Ipomoea asarifolia</i> (A); <i>Croton campestris</i> (B); <i>Herissantia crispa</i> (C); <i>Desmanthus virgatus</i> (D).....	16
<b>FIGURA 4.</b> Exemplar de: <i>Calotropis procera</i> (A); <i>Jatropha gossypifoli</i> (B); <i>Crotalaria retusa</i> (C); <i>Indigofera microcarpa</i> (D).....	17
<b>FIGURA 5.</b> Exemplar de: <i>Melochia tomentosa</i> (A); <i>Richardia grandiflora</i> (B); <i>Euploca polyphyllum</i> (C); <i>Scoparia dulcis</i> (D).....	18
<b>FIGURA 6.</b> Exemplar de: <i>Chloris barbata</i> (A); Planta <i>Heliotropium indicum</i> (B).....	19
<b>FIGURA 7.</b> Ciclo do Declínio de ramas no meloeiro, podridão das raízes causada por <i>Monosporascus cannonballus</i> .....	22
<b>FIGURA 8.</b> Aspecto da colônia de <i>M. cannonballus</i> em meio de cultura BDA (A); Peritécios do referido fungo (B).....	23
<b>FIGURA 9.</b> Plantação de meloeiro com sintomas do colapso.....	29
<b>FIGURA 10.</b> Identificação de exemplares de plantas coletadas em áreas de mata virgem, Caatinga.....	32
<b>FIGURA 11.</b> Detalhe do sistema radicular das plantas coletadas em ambientes de mata virgem da Caatinga.....	33
<b>FIGURA 12.</b> Placas de Petri contendo os fragmentos das raízes.....	34

## LISTA DE TABELAS

	Pag.
<b>TABELA 1</b> - Lista das plantas coletadas em áreas de mata virgem na Paraíba e os respectivos fungos isolados de suas raízes. Área 1: São Gonçalo (SG); Área 2: Pombal (Pb); Área 3: Aparecida (Ap); Área 4: São Francisco (SF); Área 5: Sousa (SS).....	36
<b>TABELA 2</b> - Isolamento de <i>Macrophomina phaseolina</i> em áreas de mata virgem no Rio Grande do Norte. Área 1: Mossoró-RN, Divisa com a cidade de Baraúna-RN); Área 2: Mossoró-RN, Área de mata nativa, Bairro Abolição III); Área 3: Br 304 próximo a cidade de Tibau-RN; Área 4: Mossoró-RN, UFERSA campus Leste; Área 5: Baraúna-RN.....	38



# SUMÁRIO

## LISTA DE FIGURAS

## LISTA DE TABELAS

## RESUMO

## ABSTRACT

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	11
<b>2 REFERENCIAL TEÓRICO</b> .....	13
2.1 Plantas da Caatinga.....	13
2.2 Importância das culturas.....	19
2.3 Doenças em cucurbitáceas.....	20
2.3.1 Declínio de ramas na cultura do meloeiro e da melancia.....	21
2.3.2 <i>Monosporascus cannonballus</i> .....	21
2.3.3 Condições de desenvolvimento.....	24
2.3.4 Patogenicidade e virulência de <i>Monosporascus cannonballus</i> .....	25
2.3.5 Hospedeiros do fungo.....	25
2.3.5.1 Hospedeiros alternativos de fitopatógenos.....	26
2.3.6 Sintomatologia.....	28
2.3.7 Métodos de controle.....	29
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	32
3.1 Localização experimental.....	32
3.2 Levantamento da ocorrência de fungos habitantes do solo em plantas nativas da Caatinga.....	33
3.3 Isolamento de fitopatógenos em raízes de plantas nativas da Caatinga.....	33

3.4 Identificação dos fungos	34
<b>4 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b>	35
<b>5 CONCLUSÕES</b>	41
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	42

## RESUMO

RAMALHO, W.C.A.N. **Ocorrência de fungos fitopatogênicos associados ao declínio de ramos de cucurbitáceas, em Caatinga**, 2014. 48p. Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical)- Universidade Federal de Campina Grande, Pombal-PB<sup>1</sup>.

O bioma Caatinga é rico em biodiversidade. Muitas espécies de plantas são hospedeiras de patógenos que provocam doenças às culturas e em muitos casos até mesmo a morte das plantas e erradicação dos cultivos. O melão (*Cucumis melo*) e a melancia (*Citrullus lanatus*) são culturas de grande importância econômica no Nordeste brasileiro. Entretanto a ocorrência de patógenos radiculares causadores do declínio de ramos em cucurbitáceas resulta em perdas a essas culturas. Essa doença é associada ao fungo *Monosporascus cannonballus* que é considerado o agente causal, tendo sido recentemente detectado em solos não cultivados da Caatinga. Com a hipótese de que plantas nativas da Caatinga são hospedeiras alternativas deste fungo, o objetivo deste trabalho foi realizar um levantamento de plantas nativas da Caatinga como possíveis hospedeiras alternativas deste fungo. O experimento foi realizado no período de 06/2013 a 02/2014 com a prospecção das plantas nos estados do Rio Grande do Norte e Paraíba, posteriormente estas plantas foram levadas para os laboratórios de fitopatologia da Universidade Federal Rural do Semiárido e Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar - Pombal onde foi realizada a identificação botânica e as análises de suas raízes para detectar a ocorrência do fungo. Em seguida realizou-se o isolamento dos fitopatogênicos das raízes de todas as espécies coletadas, em um total de 500 plantas distribuídas em 10 áreas nos dois estados em estudo. Logo após o período de incubação foi realizada a identificação dos fungos patogênicos. Em nenhuma das espécies de plantas nativas da Caatinga foi detectada a presença do fungo *Monosporascus cannonballus*, no entanto foi constatado que das 22 espécies estudadas, 18 são hospedeiras de fitopatogênicos causadores de doenças em cucurbitáceas. Os fungos encontrados foram *Macrophomina phaseolina* e *Rhizoctonia solani*. Em nenhuma das cinco áreas pertencentes ao estado do Rio Grande do Norte foi constatada a presença de *Rhizoctonia solani* nas raízes das espécies estudadas.

Palavras-chave: Prospecção, declínio de ramos, cucurbitáceas, patógenos radiculares.

<sup>1</sup>Orientador: Prof.º Rui Sales Júnior, UFERSA.

## ABSTRACT

RAMALHO, W.C.A.N. **Occurrence of fungal pathogens associated with the decline of branches of cucurbits in Caatinga**, 2014. 48p. Dissertation (Master Degree in Tropical Horticulture)- Federal University of Campina Grande, Pombal-PB<sup>1</sup>.

The Caatinga biome is rich in biodiversity. Many plant species are hosts of pathogens that cause diseases on crops and in many cases even death of plants and eradication of crops. Melon (*Cucumis melo*) and watermelon (*Citrullus lanatus*) are economically important crops in Brazilian Northeast. However the occurrence of pathogens causing root decline of foliages in cucurbits results in losses to these crops. This disease is associated with fungus *Monosporascus cannonballus* which is considered the causal agent, it has recently been detected in *Caatinga*'s soils no cultivated. With the hypothesis that *Caatinga*'s native plants are alternative hosts of this fungus, the objective of this study was to conduct a research *Caatinga*'s native plants as possible alternative hosts of this fungus. The experiment was conducted from 06/2013 to 02/2014 with the prospect of the plants in Rio Grande do Norte and Paraíba states later these plants were taken to the laboratories of plant pathology at Federal Rural University of Semi-Arid and Science Center and Agrifood technology - Pombal where the scientific identification and analysis of their roots to detect the occurrence of fungi was carried out. Then took place the isolation of pathogens from the roots of all species collected in a total of 500 plants in ten areas into two states. Immediately after the incubation period the identification of the pathogenic fungi was performed. In none of the species of plants native to the *Caatinga* was detected the presence of the fungus *M. cannonballus*, however it was found that of the 22 species studied, 18 are host to pathogens causing disease in cucurbits. *Macrophomina phaseolina* and *Rhizoctonia solani* were the fungi found. In none of the five areas belonging to the state of Rio Grande do Norte was found *Rhizoctonia solani* in the roots of the species.

**Keywords:** Prospection, vine decline, cucurbits, soilborne pathogens.

<sup>1</sup>Orientador: Prof.º Rui Sales Júnior, UFERSA

## 1 INTRODUÇÃO

O Bioma Caatinga, o único considerado exclusivamente brasileiro, rico em biodiversidade vegetal e animal, conta com uma vasta gama de opções para demonstrar sua beleza peculiar. Também chamado de `Mata Branca\_, devido à vegetação no período seco retratar uma paisagem esbranquiçada. Este bioma oferece diversas possibilidades de atividades econômicas que quando exploradas corretamente contribuem para melhorar ou aumentar o desenvolvimento da região e conseqüentemente do país. Ocupando uma área de cerca de 850 mil km<sup>2</sup>, abrange, de forma contínua, parte dos estados do Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe e parte do norte de Minas Gerais.

Na atualidade, é um dos biomas que se encontra ameaçado, principalmente devido às ações antrópicas que visam aos lucros e acabam por destruir a vegetação nativa para implantação de sistemas de cultivo e pastagens. Segundo Giulietti et al. (2004), embora possua características tão marcantes, a Caatinga é um dos biomas menos conhecido do país. Esta situação é consequência de uma crença de que possui uma diversidade muito baixa, sem espécies endêmicas e fortemente modificada pelas ações antrópicas.

Considerado o principal ecossistema existente na Região Nordeste, a Caatinga possui como característica de destaque a irregularidade do regime pluviométrico, com duas estações definidas: a estação chuvosa (inverno) que dura de três a cinco meses e a estação seca (verão) que dura de sete a nove meses. As chuvas são intensas e irregulares no tempo e no espaço, provocando periodicamente a ocorrência de secas prolongadas (ANDRADE, 2008).

A Região Nordeste, onde o Bioma Caatinga está situado, possui como características climáticas: elevada radiação solar, baixa nebulosidade, alta temperatura média anual e baixas taxas de umidade relativa, o que resulta em uma evapotranspiração potencial elevada. A precipitação média anual varia entre 240 e 1500 mm. Não obstante, mais da metade da região recebe menos de 750 mm, e outras áreas centrais menos de 500 mm (PRADO, 2003).

O uso intensivo dos recursos naturais visando produtividade e lucros provocam desequilíbrios ambientais que prejudicam o ecossistema, muitas vezes drásticos.

A vegetação da Caatinga é composta por plantas xerófitas que desenvolvem mecanismos de resistência permitindo a sobrevivência neste ambiente que apresenta baixo índice pluviométrico e umidade. Em elevada temperatura, o clima torna-se excessivamente seco e algumas espécies de plantas da Caatinga perdem totalmente suas folhas para evitar a

perda de água por transpiração, sendo esta uma característica que pode ser confundida com a morte da planta. No entanto, logo após as primeiras chuvas, a vegetação perde o aspecto rudo tornando-se rapidamente verde e algumas espécies floridas. Nesse panorama vegetal, são encontradas espécies arbóreas, arbustivas, herbáceas, lianas e cactáceas, entre as mais comuns estão juazeiro (*Ziziphus joazeiro* Mart.), aroeira (*Schinus molle* L.), baraúna (*Schinopsis brasiliensis* Engl.), mandacaru (*Cereus giganteus* Engelm.), umbu (*Spondias tuberosa* Arruda.), maniçoba (*Manihot caerulescens* Pohl.) e uma vasta relação de plantas que contemplam a paisagem deste bioma.

Ademais muitas espécies de plantas são hospedeiras de patógenos que provocam doenças às culturas e em muitos casos até mesmo a morte das plantas e erradicação dos cultivos. Com as espécies nativas da Caatinga isto não é diferente, estudos relacionados já foram realizados em plantas daninhas, onde este fator foi comprovado. Diversos fitopatógenos se mostram como causadores da doença `declínio de ramas\_, dentre eles *Monosporascus cannonballus* Pollack et Uecker, *Macrophomina phaseolina* Tassi (Goid.), *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. e *Rhizoctonia solani* Kühn, porém o principal agente causal desta síndrome em melão (*Cucumis melo* L) e melancia (*Citrullus lanatus* [Thumb.] Matsum. e Nakai) no mundo é o *M. cannonballus* (MARTYN; MILLER, 1996).

No Nordeste, a incidência de doenças de plantas relacionadas às características físicas químicas e microbiológicas do solo está associada às condições climáticas da região, como foi relatado por Sales Júnior et al., (2007) *M. cannonballus* se adapta bem a climas áridos e semiáridos devido às suas características termófilas. Sendo assim, o Nordeste brasileiro é um excelente ambiente para o desenvolvimento deste fungo devido às condições climáticas serem favoráveis ao seu desenvolvimento. Os fatores responsáveis pelo aparecimento de *M. cannonballus* em melão e melancia e as consequências deste fungo às culturas são bem conhecidas, ao contrário, pouco se conhece sobre o estudo das plantas hospedeiras de fungos fitopatógenos, a exemplo do *M. cannonballus* e seu aparecimento colonizando raízes de espécies florestais do bioma Caatinga.

Assim, com a hipótese de que plantas da Caatinga são hospedeiras de *M. cannonballus*, este trabalho objetivou avaliar a ocorrência de plantas nativas da Caatinga como possíveis hospedeiras alternativas de patógenos causadores do `declínio\_ de ramas que acometem as culturas do melão e da melancia.

## 2 REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 Plantas da Caatinga

A vegetação do bioma Caatinga é extremamente diversificada, com espécies vegetais que se adaptaram às características da região. A origem destas espécies tem sido questões de debates por muitos anos. Pennington et al. (2004), em estudos, relataram que a Caatinga é parte de uma floresta seca sazonal que ocupou grandes áreas da América do Sul em períodos mais secos e frios durante o Pleistoceno. Na região semiárida, a vegetação está condicionada ao déficit hídrico relacionado à seca em decorrência da irregularidade das chuvas (TROVÃO et al., 2007). Fator este que não impede o desenvolvimento das espécies pertencentes à flora da Caatinga, uma vez que, como foi descrito por Silva et al. (2004) normalmente estas espécies possuem adaptações morfológicas e/ou fisiológicas, como por exemplo a redução da superfície foliar, posição da folha em relação aos raios de sol, duração do ciclo, entre outros, que possibilitam a sobrevivência em condições de seca.

Rodal e Sampaio (2002) relataram que as principais características deste bioma se resumem em uma vegetação que cobre uma área mais ou menos contínua, de clima quente e semiárido, com plantas que possuem características relacionadas à deficiência hídrica, caducifólias, herbáceas anuais, suculência, acúleos e espinhos, predomínio de arbustos e árvores de pequeno porte, cobertura contínua de copas e flora com espécies endêmicas à área.

As espécies pertencentes à Caatinga possuem características próprias e marcantes da região semiárida. Caracterizada como floresta arbórea ou arbustiva, a Caatinga é composta de árvores e arbustos baixos com algumas características xerofíticas (PRADO, 2003). Segundo Almeida Neto et al. (2011), a Caatinga, durante muito tempo, foi descrita como pobre em biodiversidade, frágil e com pouca, ou sem espécies endêmicas. Entretanto, conforme o mesmo autor, estudos recentes mostram uma grande riqueza e endemismo de espécies, a exemplo de *Arrojadoa rhodantha* (Gürke) Britton e Rose, *Melocactus oreas* Miq. e *Pereskia bahiensis* Gürkeas, as quais têm um importante papel ecológico, econômico e social no Semiárido brasileiro.

Dentre as formações vegetais deste bioma, foram avaliadas 22 espécies, *Hyptis suaveolens* (L.) Poit. (Alfazema) (Figura 1 A), *Canavalia brasiliensis* Mart. Ex Benth. (Feijão de porco) (Figura 1 B), *Turnera ulmifolia* L.(Chanana) (Figura 1 C), *Waltheria indica* L. (Malva branca) (Figura 1 D).



**Figura 1** Exemplar de: *Hyptis suaveolens* (A); *Canavalia brasiliensis* (B); *Turnera subulata* (C); *Waltheria indica* (D). Pombal, 2014.

Fonte: RAMALHO, 2014.

*Croton sonderianus* Mull. Arg. (Marmeleiro) (Figura 2 A), *Senna obtusifolia* (L.) Irwin & Barneby (Mata pasto) (Figura 2 B), *Cleome spinosa* Jacq. (Mussambê) (Figura 2 C), *Alternanthera tenella* Colla (Quebra panela) (Figura 2 D).





**Figura 2** Exemplar de: *Croton sonderianus* (A); *Senna obtusifolia* (B); *Cleome spinosa* (C); *Alternanthera tenella* (D). Pombal, 2014.

Fonte: RAMALHO, 2014.

*Ipomoea asarifolia* L. (Salsa) (Figura 3 A), *Croton campestris* St. Hil. (Velame) (Figura 3 B), *Herissantia crispa*(L.) Brizicky (Mela bode)(Figura 3 C), *Desmathus virgatus* L. Willd (Jureminha) (Figura 3 D).



**Figura 3** Exemplar de: *Ipomoea asarifolia*(A); *Croton campestris*(B); *Herissantia crispera* (C); *Desmanthus virgatus* (D). Pombal, 2014.

Fonte: RAMALHO, 2014.

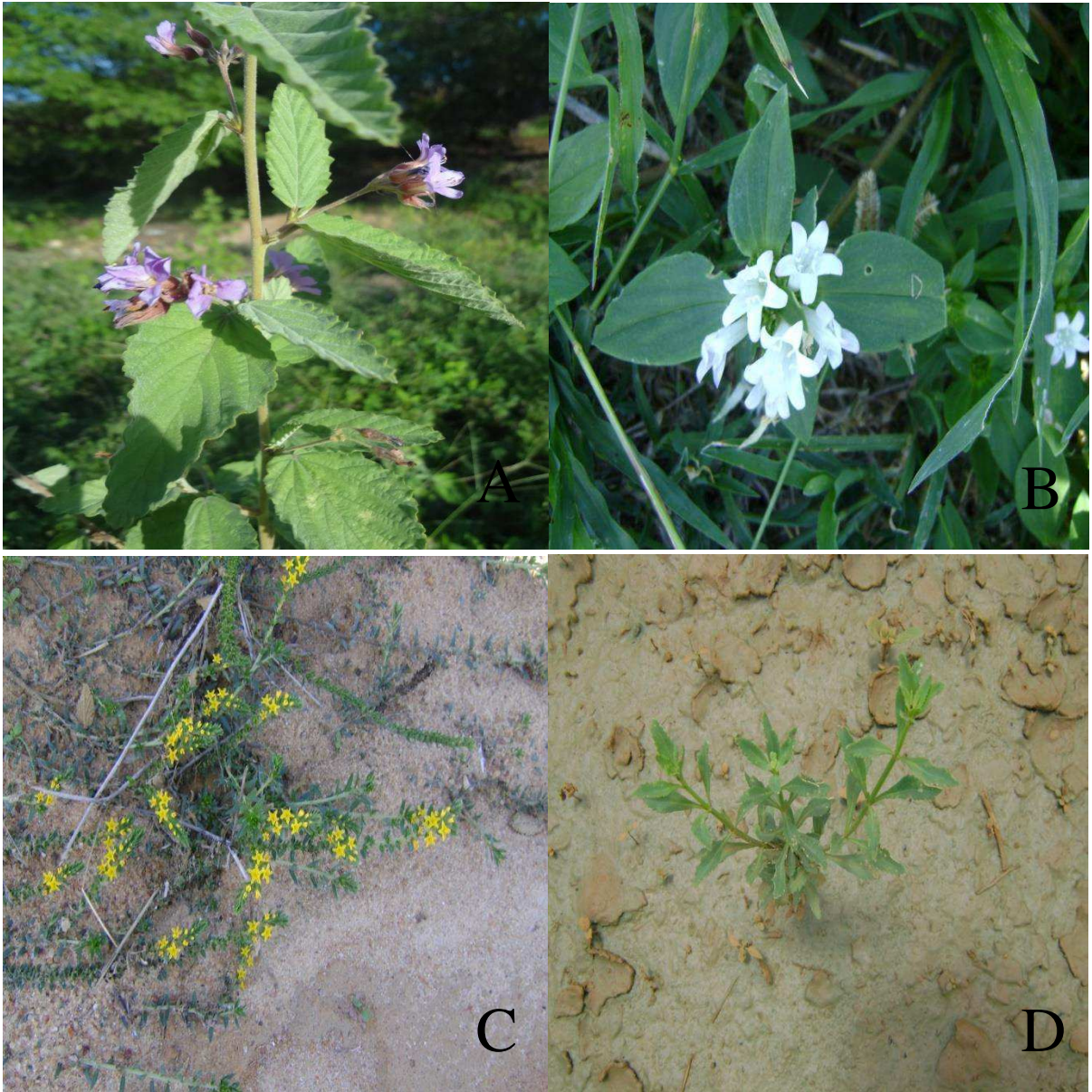
*Calotropis procera* (Aiton) W. T. Aiton (Flor de seda) (Figura 4 A), *Jatropha gossypifolia* L. (Pinhão roxo) (Figura 4 B), *Crotalaria retusa* L. (Crotalaria) (Figura 4 C), *Indigofera microcarpa* Desv. (Anileira) (Figura 4 D).



**Figura 4** Exemplar de: *Calotropis procera* (A); *Jatropha gossypifoli* (B); *Crotalaria retusa* (C); *Indigofera microcarpa* (D). Pombal, 2014.

Fonte: RAMALHO, 2014.

*Melochia tomentosa* (L.) Britton (Malva roxa) (Figura 5 A), *Richardia grandiflora* (Cham e Schltld.) Steud. (Ervanço) (Figura 5 B), *Euploca polyphyllum* Lehm (Sete sangrias) (Figura 5 C), *Scoparia dulcis* L. (Vassourinha de botão) (Figura 5 D).



**Figura 5** Exemplar de: *Melochia tomentosa* (A); *Richardia grandiflora*(B); *Euploca polyphyllum* (C); *Scoparia dulcis*(D). Pombal, 2014.

Fonte: RAMALHO, 2014.

Finalizando com *Chloris barbata* Sw. (Capim-pé-de-galinha) (Figura 6 A), *Heliotropium indicum* L. (Fedegoso) (Figura 6 B).



**Figura 6** Exemplar de: *Chloris barbata* (A); *Heliotropium indicum* (B). Pombal, 2014.  
Fonte: RAMALHO, 2014.

## 2.2 Importância das culturas

A produção de frutas, a nível mundial, tem demonstrado um crescimento contínuo. O Brasil destaca-se como o 3º produtor mundial, seguido apenas pela China e Índia (FAO, 2012). Segundo dados do IBRAF (2014) em 2012, as frutas frescas exportadas pelo Brasil renderam US\$ 619 milhões, sendo exportado um montante de 693 mil toneladas de frutas, o que demonstra um ligeiro aspecto positivo com relação ao ano anterior onde foram exportadas 681 mil toneladas de frutas.

O melão vem se destacando como uma das principais olerícolas cultivadas no semiárido Nordeste. Nos últimos anos, segundo dados do IBRAF/SECEX (2011), houve um acréscimo nas exportações brasileiras de frutas *in natura*, sendo o melão, o fruto brasileiro mais exportado, com 181,7 mil toneladas. De acordo com dados do IBGE (2012) os maiores volumes de produção, em toneladas, de melão produzidos em 2012 pertenceram aos estados do Rio Grande do Norte (260.782 toneladas), Ceará (219.309 toneladas), Bahia (34.719 toneladas) e Piauí (14.502 toneladas).

A exemplo do melão, outra hortaliça de fruto bastante produzida é a melancia. E tem como principal país produtor a China. Em 2011, este país destacou-se com uma produção de 56,65 milhões toneladas desta fruta. Em 4º lugar no *ranking* mundial, o Brasil, neste mesmo ano, contribuiu com uma produção de 1,87 milhões de toneladas, (FAO, 2012).

A produção de melancia no país está distribuída entre as regiões Nordeste, Sul e Norte, sendo a primeira, a principal produtora, respondendo por mais de 34% da produção nacional, sendo os estados da Bahia (260.120 toneladas), Rio Grande do Norte (128.461), Ceará (75.442) e Pernambuco (70.151), os maiores produtores dessa região (IBGE, 2012).

No estado do Rio Grande do Norte, mais precisamente no agropolo Mossoró-Assú, a melancia destaca-se entre os produtos agrícolas mais produzidos e exportados, deixando de ser explorada apenas no período das chuvas, para se tornar uma atividade tecnificada, praticada por pequenas, médias e grandes empresas, destinando sua produção a grandes mercados como o CEAGESP-SP e, mais recentemente, ao mercado externo (TORRES, 2007).

### 2.3 Doenças em cucurbitáceas

As perdas ocasionadas por doenças em cucurbitáceas são imensas e acabam não apenas com os cultivos, mas também provocam elevados impactos na agricultura e na região. As cucurbitáceas enfrentam problemas fitossanitários associados a diferentes agentes patogênicos, como fungos, bactérias, nematóides e vírus (LOPES; REIS; LIMA, 2008).

Dentre os fatores limitantes à produção, as doenças têm provocado grandes perdas na produtividade e na qualidade dos frutos, afetando a aparência do produto, devido à presença de pequenas manchas na casca, podridão, entre outros fatores que podem levar ao descarte do fruto, além de elevarem o custo de produção com o uso excessivo de agrotóxicos (CÉSAR; SANTOS, 2001).

No Brasil, a ocorrência de doenças ocasionadas por patógenos de solo vem acarretando perdas significativas nos cultivos, a exemplo das hortaliças, chegando a inviabilizar algumas áreas de produção comercial dessas culturas (AUMONDE, 2007). Esses fungos fitopatógenos habitantes do solo são agentes de algumas das várias doenças que acometem a melancia e o melão, destacando-se entre elas o `declínio\_ de ramas, que pode receber outras denominações como `colapso\_ ou `morte súbita\_ (GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 1994).

Em função das condições climáticas e do período de exploração, diversas doenças, causadas principalmente por fungos, bactérias, nematóides e vírus poderão afetar a cultura da melancia, limitando o seu cultivo (LOPES; REIS; LIMA, 2008).

Vários fungos fitopatogênicos como *M. cannonballus*, *M. phaseolina*, *Fusarium solani* e *R. solani* (ANDRADE et al., 2005; MARINHO et al., 2002), podem estar associados ao `declínio de ramas\_. Podendo aparecer em ataque isolado ou em associação, as raízes de cucurbitáceas (BRUTON, 1998; GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000).

### 2.3.1 Declínio de ramas na cultura do meloeiro e melancieira

Nos últimos anos, o declínio de ramas vem se constituindo no principal problema fitossanitário para a cultura do meloeiro nas áreas de produção no Brasil e no mundo (AEGERTER et al., 2000; GARCÍA-JIMÉNEZ., et al., 2000; ANDRADE et al., 2005; SALES JÚNIOR et al., 2007). No Nordeste brasileiro, região responsável por mais de 95% da produção nacional de melão, a doença está amplamente disseminada (MARINHO et al., 2002; ANDRADE et al., 2005).

Diversos autores relatam que o declínio das ramas se deve, especialmente, a um desequilíbrio hídrico entre o sistema radicular e a parte aérea da planta, principalmente no estágio próximo à colheita, fase na qual a planta necessita de maior e contínuo aporte de água para suprir a demanda hídrica, o que vem a ser comprometido devido ao apodrecimento do sistema radicular (GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000; BELTRÁN et al., 2005)

Dentre as principais doenças que acometem a melancieira, o declínio de ramas se tornou de grande preocupação aos produtores desta cultura, visto que o patógeno coloniza suas raízes impedindo que os processos de desenvolvimento ocorram normalmente. Doença de importância crescente em todo o mundo, visto que os agentes causais desta síndrome podem atacar isoladamente ou em associação (SALES JÚNIOR et al., 2003).

A infecção da planta pode ocorrer através de propágulos (micélio ou ascósporos) que sobreviveram no solo ou em restos culturais, os quais estimulados por exsudados radiculares e pela microbiota existentes no solo desenvolvem-se, invadem os tecidos, colonizando-os e destruindo o córtex das raízes (STANGHELLINI et al., 2000).

### 2.3.2 *Monosporascus cannonballus*

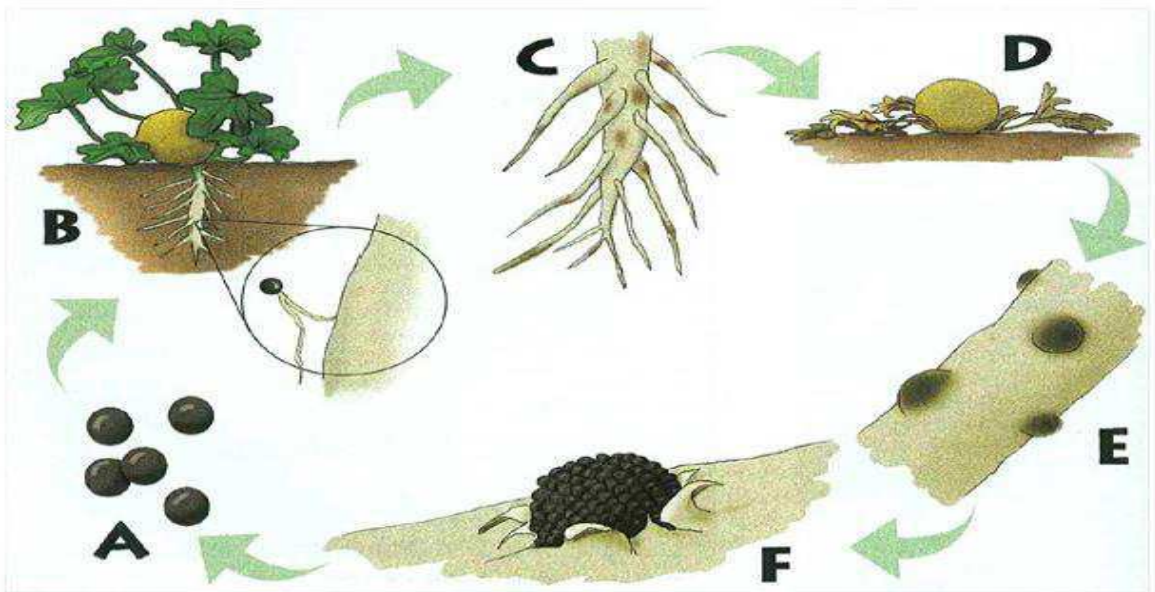
*Monosporascus cannonballus* é um fitopatógeno que acomete a raiz da melancieira e do meloeiro e, que, isoladamente ou em associação com outros fitopatógenos causam a síndrome denominada declínio das ramas em cucurbitáceas. Foi citado pela primeira vez no Arizona em melões do tipo Cantaloupe (TROUTMAN; MATEJKA, 1970).

O fungo possui uma fase assexuada, ainda desconhecida, segundo Medeiros et al. (2006a) a fase sexual é um ascomiceto habitante do solo, que apresenta peritécios globosos, pretos, com ascos clavados a piriformes, contendo apenas um ascósporo por asco, podendo este sobreviver no solo por longos períodos na ausência do hospedeiro principal. Os ascósporos representam o inóculo primário do fungo responsável pela infecção das raízes.

No Brasil, *M. cannonballus* foi detectado pela primeira vez em 2002, em áreas de cultivo de melão nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará (SALES JÚNIOR et al., 2003).

Anteriormente, o surgimento deste patógeno esteve associado a materiais de propagação contaminados, porém Medeiros (2005) identificou esse fungo em ambientes da Caatinga por meio de estudos de prospecção da densidade populacional de ascósporos em solos do Rio Grande do Norte e Ceará.

Este patógeno possui peritécios globosos, pretos, de formato esférico com diâmetro de 500  $\mu\text{m}$  (SIVANESAN, 1991), os quais geralmente aparecem no final do ciclo da cultura, incrustados em raízes afetadas (SALES JÚNIOR et al., 2002), e que são facilmente visíveis a olho nu, ou ainda, observados em lupa. Esses peritécios por sua vez formam ascas piriformes, de parede grossa, com diâmetro entre 30-50  $\mu\text{m}$  (BELTRÁN, 2006), com capacidade de sobreviver no solo por longos períodos na ausência de hospedeiro, constituindo o inóculo primário para as infecções radiculares (MARTYN; MILLER, 1996; STANGHELLINI et al., 1996; WAUGH et al., 2003). Durante o ciclo de vida do patógeno (Figura 7) 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).



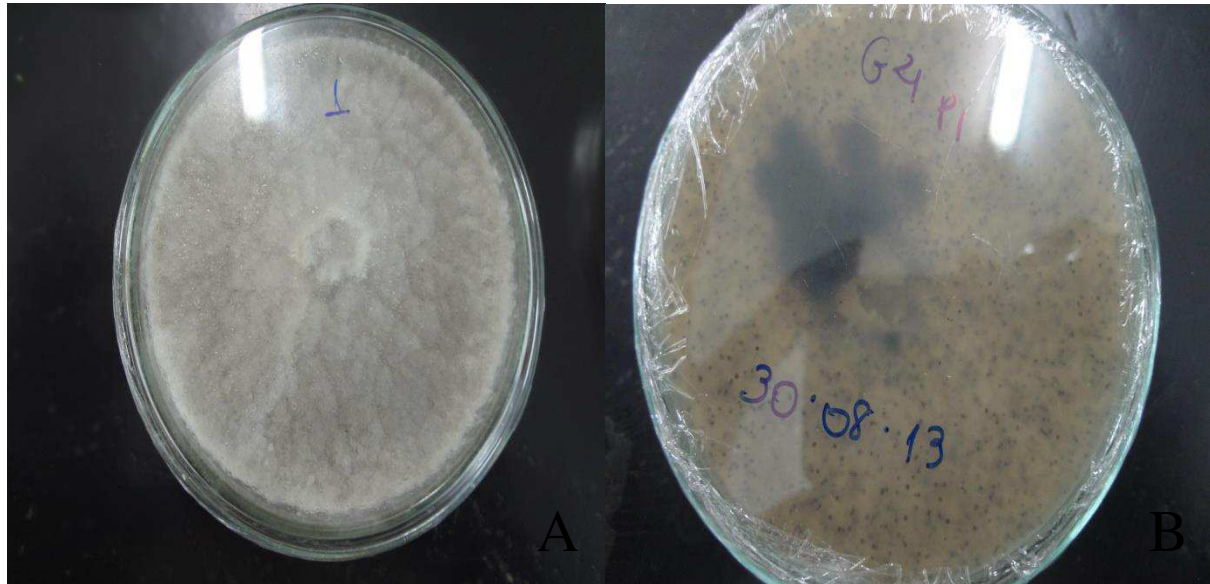
**Figura 7** Ciclo do declínio de ramas no meloeiro, podridão das raízes causada por *Monosporascus cannonballus*. A) Ascósporos maduros no solo; B) Ascósporos germinados na rizosfera e infecção das raízes; C) lesões necróticas nas raízes; D) Sintomas visíveis no campo e morte das plantas; E) Peritécio formado e infectando o sistema radicular; F) Peritécio relançando os ascósporos no solo.

FONTE: SENHOR et al., 2009

Em meio de cultura, o fungo pode apresentar dois tipos de colônia: a primeira, de crescimento rápido e coloração esbranquiçada (Figura 8 A), que pode ficar mais escura com o



tempo e por fim, forma peritécios com 20 a 30 dias de cultivo (Figura 8 B); a segunda, ao contrário da outra, caracteriza-se por baixa patogenicidade apresentando crescimento lento, coloração amarela e nunca formam peritécios (GARCÍA- JIMÉNEZ et al., 1994).



**Figura 8** Aspecto da colônia de *M. cannonballus* em meio de cultura BDA (A); Peritécios do referido fungo (B).

FONTE: RAMALHO, 2014.

*Monosporascus cannonballus* provoca 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 de produção de até 100%. Isto ocorre devido aos danos causados na raiz (MARTYN; MILLER, 1996).

No Brasil, em cultivos de meloeiro no Rio Grande do Norte, essa enfermidade apresentou índice de frequência de isolamento de até 15% em dois campos de produção comercial em 2002 (SALES JUNIOR et al., 2003). Em levantamentos realizados por Andrade et al. (2005), conduzidos na mesma região no ano seguinte, o fungo foi isolado de 30% das áreas que evidenciaram a doença.

Estudos realizados por García-Jimenez et al. (2000), mostraram que a produção de melão na Espanha diminuiu em torno de 40% em apenas 15 anos, principalmente devido ao colapso, com predominância de patógenos radiculares como *M. cannonballus* e *Acremonium cucurbitacearum* Alfaro-García, W. Gams e García-Jim. Alcântara et al. (1997), realizaram testes de patogenicidade no Vale de Arava (Israel) e identificaram *M. cannonballus* como o agente microbiano mais agressivo envolvido na referida síndrome.

Estudos evidenciam que a síndrome conhecida por 'declínio das ramas\_' ocasionam enormes perdas de produtividade, e conseqüentemente danos econômicos.

Na Espanha, o 'declínio de ramas\_' provocado por *M. cannonballus* é uma grave doença que tem causado substanciais perdas em campos de melão e melancia (GARCÍA-JIMÉNEZ et al., 2000; BELTRÁN et al., 2005).

### 2.3.3 Condições de desenvolvimento

Segundo Martyn e Miller (1996), *M. cannonballus* é um fungo bem adaptado às condições áridas e semiáridas, com temperatura ótima de crescimento variando entre 25 e 35°C, sendo inibido em temperaturas acima de 40°C e abaixo de 15°C. Entretanto, um isolado oriundo da Líbia obteve o seu ótimo de crescimento a 45 °C, sendo, portanto, considerado termófilo (WOLFF, 1996; BRUTON et al., 1999; PIVONIA, 2002).

De acordo com Pivonia et al. (2002), este caráter termófilo prediz que tal fungo será patogênico apenas em regiões quentes, sendo saprofítico em regiões mais frias. Devido a essa característica, a região Nordeste do Brasil se mostra como excelente ambiente para o desenvolvimento deste patógeno. Por este motivo, a solarização do solo, como uma estratégia isolada, é incapaz de controlar o fungo e a enfermidade (REUVENI et al., 1983).

A faixa de pH que proporciona o seu melhor crescimento, quando analisado 'in vitro\_' está entre 6 e 7, podendo crescer até um pH igual à 9, sendo seu crescimento inibido com valores de pH inferiores à 4. Este fungo possui ainda tolerância a níveis relativamente altos de sódio e cloreto de potássio, que podem variar de 8 a 10% e tem ótimo crescimento micelial em potencial osmótico de -0,6 a -0,8 MPa (MARTYN; MILLER, 1996).

Outros fatores como umidade do solo e manejo da cultura, também exercem grande influência sobre a população de *M. cannonballus* no solo. Elevadas densidades de ascósporos têm sido registradas em solos com temperaturas entre 25°C e 30 °C (WAUGH et al., 2003) e sem saturação de umidade (BELTRÁN et al., 2005). Medeiros (2005) avaliando a influência de características químicas e físicas do solo sobre a densidade populacional de ascósporos de *M. cannonballus*, observou que algumas características dos solos tais como pH, teores de P disponível, Al, Ca e Mg trocáveis, densidade aparente, densidade real e porosidade possuíam relação com a densidade populacional de *M. cannonballus*, ainda que com pequenos índices de correlação que foram: -0,25; -0,34; 0,41; -0,39; -0,34; 0,41; 0,38 e -0,40, respectivamente.

Tecnologias que preconizam a exploração intensiva, tais como monocultura, aumento da densidade de plantio, irrigação por gotejamento e uso de cobertura plástica 'mulch\_',

propiciam a formação de um microclima artificial que permite o crescimento e infestação do patógeno, criando um ambiente favorável para o aumento da infectividade e desenvolvimento da doença (BRUTON, 1998). De acordo com Mertely et al. (1993), em estudo realizado no Texas, sob as mesmas condições supracitadas, foi comprovado rápido aumento da densidade de inóculo de *M. cannonballus* quando comparado ao manejo tradicional, caracterizado pelo uso da rotação de culturas com milho e cebola e irrigação por sulco e solo descoberto.

### **2.3.4 Patogenicidade e virulência de *Monosporascus cannonballus***

A patogenicidade de isolados de *M. cannonballus* vem sendo motivo de debates entre a comunidade científica. O primeiro relato sobre a patogenicidade deste fungo em melão foi realizado em Israel causando o `declínio` de ramas no meloeiro (REUVENI et al., 1983).

Pesquisas posteriores referentes à patogenicidade de diferentes isolados mostraram que *M. cannonballus* é patogênico ao meloeiro (MERTELY et al., 1991). Estes estudos foram realizados em solos naturalmente infestados no inverno. Os testes de patogenicidade realizados em áreas produtoras do meloeiro na Califórnia evidenciaram este fungo como agente causal do `declínio` de ramas e ocasionando severos danos nas raízes de melão Cantaloupe, reduzindo a densidade das raízes (AEGERTER, et al., 2000). Os autores afirmaram que este fungo parece sobreviver saprofiticamente nos solos.

Em ensaios de patogenicidade conduzidos em condições de campo, com inoculação artificial Pivonia et al. (1997), registraram altos índices de mortalidade de plantas de meloeiro, para todas as combinações em que *Monosporascus* sp. estava envolvido. Em levantamentos sobre a patogenicidade deste fitopatógeno a meloeiro, foi constatado que dentre 130 cultivares testados, 108 eram desde moderadamente até altamente susceptíveis, ao ataque deste fitopatógeno (WOLFF, 1996).

Bruton et al. (1996) verificaram em estudos que as cepas espanholas eram menos virulentas que as norte-americanas. Enquanto Paniagua (2000) em estudo similar constatou que as cepas espanholas se mostraram mais virulentas que as norte-americanas.

### **2.3.5 Hospedeiros do fungo**

O fungo denominado *Monosporascus cannonballus* tem sido reportado com mais frequência nas culturas do melão e melancia. Segundo Martyn (2002) essas culturas são as principais hospedeiras de valor econômico, mas muitas outras cucurbitáceas são susceptíveis a inoculação artificial, porém raramente é observado em condições naturais.

Outras plantas não cucurbitáceas suportam o crescimento do patógeno em condições de inoculação artificial ou de campo. No entanto Mertely et al., (1993) afirmam que relatos em espécies que não sejam da família das cucurbitáceas podem não ter importância agrícola, contribuindo apenas para a persistência do patógeno durante curtos ou prolongados períodos de rotação de culturas. Estudos já relatam ataques do fungo em gramíneas como *Triticum aestivum* L. (trigo), na Líbia; *Zea mays* L. (milho) no Shorgum *bicolor* L. (sorgo); *Phaseolus vulgaris* L. (feijão) (MERTELY et al., 1993). Foi detectado também como patógeno de papilionáceas como alfafa (*Medicago sativa* L.) (POLLACK; UECKER, 1974) e em outras espécies como trevo (*Trifolium pratense* L.), gergelim (*Sesamum indicum* L.), tomate (*Solanum lycopersici* L.), algodão (*Gossypium hirsutum* L.) e brócolis (*Brassica oleracea* L.) (SIVANESAN, 1991).

#### 2.3.5.1 Hospedeiros alternativos de fitopatógenos

A maioria dos fitopatógenos habitantes do solo que sobrevive na forma de estruturas de resistência e sobre restos de culturas, possui uma enorme gama de hospedeiros intermediários (GALLI, 1980; TU, 1988).

As plantas daninhas vêm sendo, frequentemente estudadas, como possíveis hospedeiras alternativas de fitopatógenos, sendo consideradas, também, como prejudiciais à agricultura. São chamadas dessa forma, por serem consideradas como aquelas que crescem espontaneamente em solos agrícolas ou em outras áreas de interesse do homem onde são indesejáveis (VOLL, 2005). As plantas daninhas constituem um sério problema na produção de culturas econômicas, podendo afetá-las diretamente pela competição por luz, umidade, espaço, água e nutrientes e, indiretamente, por multiplicarem o inóculo fúngico e garantirem a manutenção de organismos patogênicos (FERRAZ et al., 1983; VOLL, 2005). Segundo Carvalho (2013), as plantas daninhas são potenciais hospedeiras de pragas, patógenos, nematoides, ácaros, bactérias, vírus, sendo, portanto fonte de inóculo desses organismos em culturas de interesse comercial.

Hartman et al. (1986) evidenciaram a ocorrência de espécies do gênero *Colletotrichum* em plantas daninhas coletadas de campos de produção de soja (*Glycine max* L. Merrill) e milho. Berrie e Burgess (2003) e Parikka e Lemmetty (2009) realizaram estudo de patogenicidade de diversas espécies de plantas daninhas comumente encontradas em plantações de morango (*Fragaria* L.) com *Colletotrichum acutatum* J.H. Simmonds e concluíram que todas atuavam como hospedeiras do fungo, além de servirem como fonte de inóculo primário para o surgimento da antracnose em morango. Miléo (2007) realizou um

estudo visando a identificar espécies de plantas daninhas como possíveis hospedeiras do fungo *C. guaranicola* Albuquerque em cultivos de guaraná (*Paullinia cupana* (Mart.) Ducke) no estado do Amazonas e observaram que das 47 espécies de plantas daninhas colonizadas por diferentes fungos nas áreas estudadas, 11 evidenciaram o fungo estudado. Frare (2011) objetivando testar diferentes espécies de plantas daninhas como fonte de inóculo de *C. acutatum* para cultura do citros (*Citrus* spp.), observou que o fungo sobreviveu em todas as espécies de plantas daninhas que foram inoculadas, embora estas tenham se mostrado como assintomáticas, e esse mesmo isolado quando inoculado em flores de citros, desencadeou sintomas típicos de podridão floral dos citros.

Mais recentemente, Sales Júnior et al. (2012) avaliaram a ocorrência de ervas daninhas como hospedeiras alternativas de fungos causadores do declínio no meloeiro. Estes autores concluíram que dentre os fungos causadores de colapso em meloeiro, foram isolados nas raízes das ervas daninhas os fungos *M. phaseolina* e *R. solani*.

Além dos fungos, os nematóides constituem outro exemplo de fitopatógenos que podem associar-se a raízes de plantas daninhas. De acordo com Mônaco et al. (2009) estas podem multiplicar o inóculo de nematóides e garantir a manutenção de altas densidades populacionais desses organismos patogênicos no solo. Esses mesmos autores com o objetivo de conhecer a reprodução dos nematóides *Meloidogyne incognita* Kofoid e White raças 1 e 3, *M. javanica* Treube e *M. paranaensis* (Carneiro et al., 1996), avaliaram 60 diferentes espécies de plantas daninhas em casa de vegetação, classificando as plantas como resistentes, suscetíveis e imunes. Os autores concluíram que, em todas as espécies estudadas as maiores porcentagens foram para as plantas que se comportaram como suscetíveis aos nematóides avaliados. Antonio e Lehman (1978) realizando um levantamento em campos de soja, nos estados do Paraná e Rio Grande do Sul, verificou a ocorrência de 18 espécies de plantas daninhas como hospedeiras de nematóides formadores de galhas do gênero *Meloidogyne*.

Roese e Oliveira (2004) avaliaram a capacidade reprodutiva de *M. paranaensis* inoculando este patógeno em 28 espécies de plantas daninhas nas lavouras de soja e observaram que deste total de plantas, oito foram consideradas suscetíveis ao patógeno.

Os vírus também ocasionam doenças e conseqüentemente perdas na produção. Plantas daninhas têm sido relatadas como hospedeiras alternativas de begomovírus em várias regiões e, supostamente, constituem fonte potencial do vírus para o tomateiro, podendo ainda estar associadas à emergência de novas espécies de vírus desse gênero no campo (AMBROZEVÍCIUS et al., 2002; LIMA et al., 2002). Alguns trabalhos evidenciam o begomovírus como preocupante, principalmente em cultivos de tomate. Desde a década de

1990, surtos epidêmicos de viroses causadas por begomovírus passaram a ocorrer em todas as regiões produtoras de tomate do Brasil, associados à introdução da mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B (FARIA et al., 2000; RIBEIRO et al., 2002). Deste modo Silva et al. (2010) realizaram um estudo tendo como objetivos investigar a transmissão de begomovírus a partir de tomateiros infectados para plantas daninhas e verificar seu retorno das plantas daninhas para o tomateiro, constatando que as plantas daninhas bredo-de-espinho (*Amaranthus spinosus* L.), caruru-de-mancha (*Amaranthus viridis* L.), mentrasto (*Ageratum conyzoides* L.) e picão preto (*Bidens pilosa* L.) que foram submetidas a inoculação demonstraram ser hospedeiras alternativas deste vírus.

Assunção et al. (2006) estudando a ocorrência deste mesmo patógeno em plantas daninhas coletadas em municípios dos Estados de Alagoas, Pernambuco e Bahia relataram dez espécies como hospedeiras. Destacando ainda que, das plantas avaliadas, *Herissantia crisa* L., *Waltheria indica* L. e *Triumfetta semitriloba* Jacq., são relatadas pela primeira vez como espécies hospedeiras de *Begomovirus*. Arnaud et al. (2007) realizaram um levantamento de plantas daninhas infectadas por este vírus em áreas de tomateiro, constatando que das diversas espécies coletadas quatro, *A. spinosus*, *A. viridis* L., *Ageratum conyzoides* L. e *Bidens pilosa* L. foram identificadas como hospedeiras naturais de begomovírus.

### 2.3.6 Sintomatologia

Os sintomas decorrentes do ataque de *M. cannonballus* em meloeiro e melanciaira, e conseqüentemente do `declínio` de ramas são variados. As infecções começam nas raízes secundárias e posteriormente na raiz principal e, nos casos mais graves, chegam até o colo da planta (MARTYN; MILLER, 1996). O sintoma mais evidente é a morte súbita ou colapso da planta, geralmente na época de formação dos frutos, impedindo o desenvolvimento destes e reduzindo a produtividade (GARCIA-JÍMENEZ et al., 2000).

De acordo com Santos et al. (2000), os sintomas de colapso podem ser facilmente identificados, uma vez que as plantas afetadas sofrem principalmente necrose e podridão nas raízes, tendo como consequência murcha e morte das plantas (Figura 9). Os sintomas iniciam-se com o amarelecimento gradual e a seca das folhas mais velhas, o qual avança rapidamente para as folhas mais jovens, onde causa a seca e morte prematura das plantas (MARTYN; MILLER, 1996). De acordo com Silva et al. (2010), o córtex desaparece quase que completamente nos últimos estágios da enfermidade, fazendo com que o hipocótilo adquira uma consistência mole, sendo facilmente desprendido do solo, o que leva a perda de parte do sistema radicular da planta.



**Figura 9** Plantação de meloeiro com sintomas do colapso.  
FONTE: SENHOR et al.,2009

Esses danos provocam a diminuição da capacidade da planta em absorver água, causando um desequilíbrio hídrico e acarretando o decaimento de ramas e murcha generalizada (MARTYN; MILLER, 1996). Ao final do ciclo da doença, a presença de peritécios pode ser observada no tecido das raízes apodrecidas (MERTELY et al., 1991; SALES JÚNIOR et al., 2002), fator este que facilita a identificação do agente causal da doença no campo.

### 2.3.7 Métodos de controle

Nos últimos anos, a expansão da área cultivada, sem rotação de culturas, tem contribuído para a sobrevivência de patógenos e o aumento de doenças, que vêm causando perdas significativas na produção (SANTOS; PINHEIRO NETO, 2004). Na comunidade científica, as pesquisas realizadas a respeito de métodos de controle para *M. cannonballus* são economicamente fundamentais, visto que a ocorrência da doença na planta provoca inúmeras perdas. Estudos vêm sendo realizados em busca de métodos de controle eficiente deste patógeno, no entanto devido às características do fungo acabam sendo ineficientes.

Embora inúmeras pesquisas venham sendo realizadas utilizando diferentes estratégias para redução dos danos causados por *M. cannonballus*, vários são os fatores que contribuem

para dificultar o seu controle, entre eles é possível citar o cultivo intensivo e sucessivo, presença de ascósporos no solo remanescente do ano anterior, dificuldade na aplicação e incorporação de defensivos no solo, ampla gama de plantas hospedeiras, utilização de *mulching* plástico e a falta de genótipos resistentes ou altamente tolerantes à doença (MARTYN, 2002). No Brasil, apesar de algumas medidas estejam sendo estudadas, estas ainda são pouco eficazes e não são muito bem estabelecidas devido à falta de informações sobre a epidemiologia desta doença, além disso, o Nordeste Brasileiro dispõe de condições edafo-climáticas ideais para o desenvolvimento deste patógeno (SILVA et al., 2010).

O manejo integrado de doenças tem sido utilizado com frequência e como uma alternativa no controle de patógenos. Cohen et al. (2000) citam como métodos para esse sistema, a utilização de plantas resistentes, enxertia, manipulação adequada do sistema de irrigação, controle químico a base de fungicida e uso de outros fumigantes, de forma isolada ou em combinação com a solarização do solo.

Embora o controle químico seja pouco eficiente, há trabalhos que relatam as experiências com este método de controle. De acordo com Martyn (2002) a fumigação do solo utilizando-se brometo de metila antes do plantio tem se mostrado a técnica mais efetiva na desinfestação, entretanto, esta é uma técnica que pode causar um grande impacto ambiental, motivo pelo qual será proibida a utilização do referido produto até o ano de 2015 (STANGUELLINI et al., 2004). Cohen et al. (1999) realizaram teste *in vitro* com 29 ingredientes ativos e observaram que apenas os ativos fluazinam e kresoxym-metil conseguiram inibir 100% o crescimento do *M. cannonballus*.

Em estudos realizados em casa de vegetação Guimarães et al. (2008), encontraram resultado semelhante, onde o fluazinam foi eficiente para controle do referido fungo. Medeiros et al. (2006b), estudaram a eficiência dos ingredientes ativos difenoconazole, fluazinam, tiofanato metílico, piraclostrobina + metiram, cresoxim-metílico, chlorothalonil, trifluozole e propiconazole no controle *in vitro* de um isolado *M. cannonballus*, e observaram que o fluazinam foi o que apresentou maior eficiência, na concentração 0,5 µg mL<sup>-1</sup>, seguido de propiconazole.

Embora pouco eficiente devido às características termófilas do patógeno, Martyn (2002) cita como método de controle físico, as técnicas de solarização associadas com reduzidas taxas de fumigação do solo para o controle do *M. cannonballus*.

O controle biológico também vem sendo testado como alternativa de controle a este patógeno radicular. Batten et al. (2000) utilizando cepas de *Trichoderma* e *Chaetomium*,



obtiveram resultados bastante positivos com relação ao controle do *M. cannonballus*, ainda que em condições controladas. Sales Júnior et al. (2007), utilizaram-se deste método para realizar testes com *M. cannonballus* e através da infestação de substrato com as concentrações de 4 e 8 x 10<sup>5</sup> UFC g<sup>-1</sup> de *Chaetomium*, um fungo utilizado no controle biológico, verificaram que este foi eficiente em mais de 50% no controle deste patógeno. Guimarães et al. (2012), analisando a viabilidade de *Trichoderma* como agente de controle biológico na cultura do melão no Rio Grande do Norte, observaram que o uso de biopreparados de *Trichoderma* nas atuais condições de utilização da região, não apresentou resultados positivos.

Uma das técnicas utilizadas no controle cultural é a enxertia. Este método vem sendo bastante estudado para controle de fitopatógenos radiculares, tais como *M. cannonballus*. O cultivo de melancia e melão enxertados com abóbora está se tornando um dos mais promissores frente ao controle deste fungo (COHEN et al., 2000; 2007), bem como a eliminação de restos de cultivo, para evitar o aumento do nível populacional de inóculo no solo (STANGHELLINI et al., 2004).

De acordo com Koren e Edelstein (2004) em Israel, o uso de melancia enxertada é responsável por cerca de 65% da área plantada total da cultura. Em estudos realizados em Oklahoma, pesquisadores têm utilizado melancia enxertada para controle de doenças de solo e para melhorar a qualidade dos frutos comercializados (TAYLOR et al., 2006). Pesquisas em condições de campo em Israel mostraram que a incidência de *M. cannonballus* em meloeiro enxertado foi menor do que em plantas não enxertadas, concluindo assim, que a enxertia é um método efetivo de controle para a doença, mas ainda são necessárias pesquisas para determinar a combinação perfeita para cada caso (COHEN et al., 2000).

Outro fator de estudo é a resistência de cucurbitáceas a *M. cannonballus*. Crosby (2001) avaliando o germoplasma de *C. melo* L. *agrestis* (Naud) Pangalo em solo inoculado com *M. cannonballus*, descreveu três genótipos resistentes ou imunes ao patógeno, afirmando a possibilidade da introdução de genes que conferem resistência. Sales Júnior et al. (2002), em trabalho semelhante concluíram que as duas cultivares de melancia estudadas foram resistentes ao fungo, sendo necessária, no entanto, a avaliação de mais genótipos para obtenção de resultados mais consistentes.

A resistência de cultivares à *M. cannonballus* têm sido incluída recentemente como uma alternativa de controle (COHEN et al., 2000) ainda que se desconheça cultivares comerciais com níveis aceitáveis de resistência ao patógeno (WOLFF; MILLER, 1998; SALES JUNIOR et al., 2002; DIAS et al., 2004).

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Localização experimental

A pesquisa foi realizada no período compreendido entre Junho de 2013 a Fevereiro de 2014. O estudo foi realizado em áreas de Caatinga (mata virgem) pertencentes aos estados do Rio Grande do Norte e Paraíba (sendo cinco áreas por estado). As análises das amostras das raízes coletadas foram realizadas no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal Rural do Semi Árido (UFERSA) e do Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar (UFCG) Campus Pombal-PB, respectivamente. As plantas coletadas foram acondicionadas em sacos plásticos que foram devidamente etiquetados especificamente (Figura 10).

No estado da Paraíba foram avaliadas cinco áreas distribuídas entre os municípios de Sousa, São Gonçalo, São Francisco, Aparecida e Pombal. No Rio Grande do Norte, as cinco áreas analisadas pertenceram a Mossoró-RN (Divisa com a cidade de Baraúna-RN), Mossoró RN (Área de mata nativa, Bairro Abolição III), BR 304 (Próximo a cidade de Tibau-RN), Mossoró-RN (UFERSA- Campus Leste) e Baraúna- RN.



**Figura 10** Identificação de exemplares de plantas coletadas em áreas de mata virgem, Caatinga. Pombal, 2014.

FONTE: RAMALHO, 2014.

### 3.2 Levantamento da ocorrência de fungos habitantes do solo em plantas nativas da Caatinga

Em cada área foram coletadas 10 amostras de plantas da Caatinga incluindo o sistema radicular (Figura 11), de cada espécie botânica predominante na área, com o cuidado de coletar o máximo de raízes possíveis. Após a identificação botânica da planta coletada, realizada com o auxílio do livro guia de plantas (SILVA et al., 2012), a parte aérea foi descartada e o sistema radicular cuidadosamente limpo em água corrente, para eliminação dos resíduos de terra aderidos. Após a secagem, foram efetuadas observações do sistema radicular das plantas mediante a utilização de microscópio estereoscópio a 40x no intuito de verificar a presença de estruturas de frutificações de fungos, visando ao isolamento de fungos das raízes das plantas nativas da Caatinga.



**Figura 11** Detalhe do sistema radicular das plantas coletadas em ambientes de mata virgem da Caatinga. Pombal, 2014.

FONTE: RAMALHO, 2014.

### 3.3 Isolamento de fitopatógenos das raízes de plantas nativas da Caatinga

Em laboratório, as raízes foram desinfetadas em solução de cloro ativo a 1,5% durante 1 min. e enxaguadas em duas lavagens em água estéril para retirar o excesso de cloro. Posteriormente os fragmentos de raízes, em total de sete, foram semeados em placas Petri (Figura 12) com meio de cultura batata-dextrose ágar (BDA), suplementado com estreptomicina (500 ppm). Posteriormente, as placas foram colocadas em incubadoras tipo

BOD à temperatura de  $27\pm 1$  °C e fotoperíodo de 12 horas, durante aproximadamente, 5-7 dias.



**Figura 12** Placas de Petri contendo os fragmentos das raízes. Pombal, 2014.

FONTE: RAMALHO, 2014.

Nos casos em que houve crescimento fúngico, fragmentos das colônias foram repicados para placas de Petri com meio BDA, visando à obtenção de culturas puras para posterior identificação. Para cada espécie de planta da Caatinga foram preparadas dez placas de Petri, com sete fragmentos de raízes em cada placa, totalizando 70 pontos de isolamento por espécie.

### 3.4 Identificação dos fungos

Após o processo supracitado, foi realizada a identificação dos principais fungos que eventualmente estão relacionados como agentes causais de doenças radiculares, em especial o `declínio\_ das ramas, em melão e melancia. Para identificação, em nível de gênero, dos isolados fúngicos obtidos, foram confeccionadas lâminas para microscopia, contendo azul de algodão em lactofenol e as estruturas reprodutivas dos fungos. Posteriormente foram observadas em microscópio óptico e comparadas com as descrições das chaves para identificação de fungos (BARNETT; HUNTER, 1970; CARMICHAEL et al., 1980; SUTTON, 1980; HANLIN, 1990).

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados obtidos revelaram que as espécies botânicas coletadas em áreas de mata virgem da Caatinga são hospedeiras de fungos patogênicos, no entanto, em nenhuma das plantas avaliadas foi encontrado *M. cannonballus* (Tabelas 1 e 2). Sales Júnior et al. (2012) em estudo semelhante com 16 espécies de ervas daninhas também não constatou a presença deste patógeno.

Nos dois estados estudados, Rio Grande do Norte e Paraíba, foram coletadas um total de quinhentas plantas das espécies de maior abundância nas áreas. Os fungos patogênicos isolados destas foram *M. phaseolina* e *R. solani* (Tabelas 1 e 2).

Foram analisadas 17 espécies de plantas no estado da Paraíba e destas, 14 foram hospedeira do fungo *M. phaseolina*, enquanto *R. solani* foi encontrado colonizando raízes de apenas quatro espécies botânicas (Tabela 1). Este fato pode estar associado à preferência de *R. solani* por solos com maior teor de matéria orgânica, uma vez que os solos paraibanos são castigados pelas desertificações e cultivos intensivos diminuindo assim suas propriedades química, física e biológica, bem como sua capacidade produtiva.

Nas áreas de estudo pertencentes ao estado da Paraíba, o fungo *R. solani* foi isolado de quatro espécies de plantas nativas da Caatinga, *Alternanthera tenella* Colla, *Herissantia crispa* (L.), sendo este o único patógeno isolado desta espécie, *Waltheria indica* L. e *Indigofera microcarpa* (Tabelas 1). Este patógeno é encontrado causando problemas em diversas culturas, sendo por isso de grande importância econômica.

O citado *Rhizoctonia solani* é habitante natural do solo, com elevada capacidade de competição saprofítica (CUBETA; VILGALYS, 1997; FARR et al., 2008), cosmopolita com vasto número de hospedeiros que causa importantes doenças na maioria das plantas cultivadas em todo o mundo. É uma espécie complexa, com muitos biótipos que diferem quanto à patogenicidade, aos hospedeiros, à distribuição na natureza e à aparência em meio de cultura (MAIA et al., 2013). As plantas infectadas por *R. solani* apresentam sintomas de podridão de sementes, morte de plântulas, cancro nos talos, podridão de raízes e frutos, tendo como consequência, a morte prematura da planta e/ou a redução da produtividade (BRUTON, 1998; GARCIA-JIMENEZ et al., 2000).

*Macrophomina phaseolinae* e *R. solani* são fungos patogênicos frequentemente associados ao declínio de ramos em melão e melancia. Na Tabela 1 podem-se observar as espécies em que estes fungos foram isolados.

**Tabela 1** Lista das plantas coletadas em áreas de mata virgem na Paraíba e os respectivos fungos isolados de suas raízes. Área 1: São Gonçalo (SG); Área 2: Pombal (Pb); Área 3: Aparecida (Ap); Área 4: São Francisco (SF); Área 5: Sousa (SS).

<b>Família Botânica</b>	<b>Nome Científico</b>	<b>Nome Comum</b>	<b>Área de Coleta</b>	<b>Fungo Identificado</b>	<b>% Ocorrência</b>
<b>Amaranthaceae</b>	<i>Alternanthera tenella</i>	Quebra panela	A1	<i>Mp; Rs</i>	10%; 10%
<b>Asclepiadaceae</b>	<i>Calatropis procera</i>	Flor-de-seda	A4	<i>Mp</i>	20%
<b>Caparaceae</b>	<i>Cleome spinosa</i>	Mussambê	A4	<i>Mp</i>	40%
<b>Convolvulaceae</b>	<i>Ipomoea asarifolia</i>	Salsa	A2	<i>Mp</i>	90%
<b>Euphorbiaceae</b>	<i>Croton sonderianus</i>	Marmeleiro	A2	<i>Mp</i>	20%
<b>Euphorbiaceae</b>	<i>Croton campestris</i>	Velame	A3; A4	<i>Mp</i>	80%; 70%
<b>Euphorbiaceae</b>	<i>Jatropha gossypifolia</i>	Pinhão roxo	A3	<i>Mp</i>	60%
<b>Fabaceae</b>	<i>Canavalia brasiliensis</i>	Feijão-de-porco	A1	-	-
<b>Fabaceae</b>	<i>Senna obtusifolia</i>	Mata pasto	A5	<i>Mp</i>	70%
<b>Fabaceae</b>	<i>Indigofera microcarpa</i>	Anileira	A2; A4; A5	<i>Mp; Rs(A5)</i>	70%; 30%; 50%; 20%
<b>Fabaceae</b>	<i>Crotalaria retusa</i>	Xique-xique	A3	<i>Mp</i>	50%
<b>Leguminosae</b>	<i>Desmanthus virgatus</i>	Jureminha	A3	<i>Mp</i>	90%
<b>Lamiaceae</b>	<i>Hyptis suaveolens</i>	Alfazema brava	A1	-	-
<b>Malvaceae</b>	<i>Waltheria indica</i>	Malva branca	A2; A5	<i>Mp; Rs (A5)</i>	10%; 10%; 40%
<b>Malvaceae</b>	<i>Herissantia crispa</i>	Mela bode	A1	<i>Rs</i>	10%
<b>Malvaceae</b>	<i>Melochia tomentosa</i>	Malva roxa	A2	<i>Mp</i>	70%
<b>Turneraceae</b>	<i>Turnera ulmifolia</i>	Chanana	A2	<i>Mp</i>	30%

*Mp: Macrophomina phaseolina; Rs: Rhizoctonia solani*

Percebeu-se que é frequentemente encontrado parasitando raízes de meloeiro com sintomas de declínio de ramos (AEGERTER et al., 2000). Nestes termos, Sales Júnior et al. (2012) detectaram em estudo de prospecção este patógeno em *Senna obtusifolia* (L.) Irwin e Barneby, no entanto neste trabalho *R. solani* não foi isolado desta espécie. Andrade et al. (2005) detectaram a presença deste patógeno numa prevalência de até 40%, em estudo de prospecção de patógenos associados a raízes de meloeiro com sintomas de declínio de ramos. Rodrigues (2013) em estudo de ocorrência de plantas daninhas como hospedeiras alternativas de patógenos causadores do `declínio\_ de ramos em melancia, constatou que das 13 espécies analisadas, 4 eram hospedeiras de *R. solani*, dentre elas *Herissantia crispa* (L.) Brizicky, que neste estudo foi também hospedeira deste fungo em áreas de mata virgem na Paraíba. Em áreas de mata virgem no RN este patógeno não foi isolado na mesma espécie estudada por Rodrigues (2013).

Com referência ao Rio Grande do Norte das 12 espécies coletadas, 08 foram identificadas como hospedeiras de *M. phaseolina*, sendo este o único fungo patogênico isolado destas plantas. Para as áreas de estudo pertencentes a este estado, das plantas nativas coletadas foi isolado apenas o fungo *M. phaseolina* (Tabela 2). Este patógeno é relatado por Farr et al. (2008) como um habitante natural de solos, sendo considerado atualmente como um dos principais fitopatógenos envolvidos na síndrome do `declínio\_ de ramos, atacando cucurbitáceas em todo o mundo, sendo as principais, melão e melancia.

Percebe-se que o fungo *M. phaseolina* foi dominante nas espécies estudadas em relação a *R. solani* em todas as áreas de estudo. Este fato evidencia a maior importância deste patógeno em relação a *R. solani*, uma vez que houve uma frequência de isolamento de aproximadamente 82%. Com base em estudos, Andrade et al. (2005) constatou prevalência de 100% e frequência de isolamento de até 60 % em raízes de meloeiro com sintomas de declínio de ramos. Garcia-Jiménez et al. (2000) constataram que *M. phaseolina* está entre os principais participantes ativos no `declínio\_ de ramos do meloeiro, quando efetuaram prospecções em áreas de produção de melão na Espanha no período de 1987 a 1996.

**Tabela 2** Isolamento de *Macrophomina phaseolina* em áreas de mata virgem no Rio Grande do Norte. Área 1: Mossoró-RN, Divisa com a cidade de Baraúna-RN; Área 2: Mossoró-RN, Área de mata nativa, Bairro Abolição III; Área 3: Br 304 próximo a cidade de Tibau-RN; Área 4: Mossoró-RN, UFERSA campus Leste; Área 5: Baraúna-RN.

<b>Família Botânica</b>	<b>Nome Científico</b>	<b>Nome Comum</b>	<b>Área de Coleta</b>	<b>Fungo Identificado</b>	<b>% Ocorrência</b>
<b>Asclepiadaceae</b>	<i>Calatropis procera</i>	Flor-de-seda	A1; A3; A4; A5	<i>Mp</i>	40%;40%; 50%; 30%
<b>Boraginaceae</b>	<i>Euploca polyphyllum</i>	Sete-sangrias	A2	-	-
<b>Convolvulaceae</b>	<i>Heliotropium indicum</i>	Fedegoso	A3	-	-
<b>Euphorbiaceae</b>	<i>Croton sonderianus</i>	Marmeleiro	A4	<i>Mp</i>	50%
<b>Fabaceae</b>	<i>Canavalia brasiliensis</i>	Feijão-de-porco	A4	<i>Mp</i>	20%
<b>Fabaceae</b>	<i>Indigofera microcarpa</i>	Anileira	A2	-	-
<b>Lamiaceae</b>	<i>Hyptis suaveolens</i>	Alfazema brava	A1	<i>Mp</i>	20%
<b>Malvaceae</b>	<i>Waltheria indica</i>	Malva branca	A2; A3; A5	<i>Mp</i>	20%; 60%; 10%
<b>Malvaceae</b>	<i>Herissantia crispa</i>	Mela bode	A3; A4	<i>Mp</i>	10%; 20%
<b>Plantaginaceae</b>	<i>Scoparia dulcis</i>	Vassourinha-de-botão	A5	<i>Mp</i>	10%
<b>Poaceae</b>	<i>Chloris barbata</i>	Capim pé-de-galinha	A3	-	-
<b>Rubiaceae</b>	<i>Richardia grandiflora</i>	Quebra panela	A2	<i>Mp</i>	10%

*Mp*: *Macrophomina phaseolina*; *Rs*: *Rizoctonia solani*



Foi constatado que das espécies coletadas em ambas as áreas (PB e RN) a única em que não se isolou este fungo foi *Indigofera microcarpa*. O oposto ocorre para as espécies *Herissantia crispa* e *Canavalia brasiliensis* que no RN se mostraram como hospedeira deste patógeno, não sendo relatada a espécie nas plantas coletadas na PB. Dentre as espécies estudadas como hospedeira deste fungo, *Senna obtusifolia* também já foi relatada por Sales Júnior et al. (2012) em estudo de prospecção em plantas daninhas como hospedeira de *M. phaseolina*. Já os resultados obtidos para *Calatropis procera* corroboram com o relatado por Rodrigues (2013) que encontrou este patógeno nesta mesma espécie em áreas de cultivo de melancia no Rio Grande do Norte.

As plantas mais frequentemente atacadas por *M. phaseolina* têm sido feijão, milho, algodão), caupi (*Vigna unguiculata* L. Walp), berinjela (*Solanum melongena* L.), amendoim (*Arachis hypogaea* L.), sorgo, soja, batata doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.), fumo (*Nicotiana tabacum* L.) e tomate. Nessas culturas, ele produz uma podridão seca das raízes principais e parte mais baixa das hastes, resultando em catastrófica murcha e morte do hospedeiro (BACCHI et al., 2001).

A espécie *Ipomoea asarifolia* da família Convolvulaceae foi constada como hospedeira alternativa de *M. phaseolina* com elevada percentagem de ocorrência. Esta observação torna-se de grande importância tendo em vista que este patógeno pode ser transmitido de um campo para outro pelo movimento do solo, água de irrigação ou chuva, e que culturas como a batata doce, amplamente cultivada na região Nordeste, pertencente à mesma família botânica desta espécie, sendo constantemente atacada pela doença podridão seca provocada por *M. phaseolina*. O mesmo ocorre para o restante das culturas supracitadas, cujas espécies de plantas nativas da Caatinga pertencentes às mesmas famílias botânicas, mostraram ser hospedeiras de fitopatógenos. O feijão caupi, por exemplo, pertence à família Fabaceae, nestes cultivos, o fungo causa a podridão cinzenta do caule ocasionando grandes perdas. Neste estudo ficou comprovado que as quatro espécies de plantas nativas da Caatinga pertencentes a esta família, foram hospedeiras de *M. phaseolina*.

A espécie *Desmanthus virgatus* da família Leguminosae também demonstrou ser hospedeira alternativa de *M. phaseolina*, com elevado percentual de ocorrência, tendo em vista que culturas como o feijão caupi e a fava (*Phaseolus lunatus* L.), pertencentes a esta família, são amplamente cultivadas e com boa distribuição geográfica. O manejo desta espécie nativa da Caatinga torna-se de grande importância nestes cultivos, uma vez que

podem contribuir para o aumento do potencial de inóculo deste patógeno em campo, ocasionando doenças e, conseqüentemente, perdas na produção e redução do potencial econômico.

## 5 CONCLUSÕES

Em nenhuma das raízes das plantas coletadas em áreas de mata virgem da Caatinga foi constatada a presença de *Monosporascus cannonballus*.

Dentre as 22 espécies estudadas em todas as áreas, 18 foram constatadas como hospedeiras de patógenos radiculares causadores do declínio de ramas em melão e melancia.

O fungo *Rhizoctonia solani* foi isolado de 4 espécies de plantas nativas coletadas no estado da Paraíba, não sendo este detectado nas áreas de estudo do Rio Grande do Norte.

*Macrophomina phaseolina* foi isolado de 14 das 17 espécies analisadas na Paraíba, e de 8 das 12 raízes de plantas coletadas no Rio Grande do Norte.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 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**, v.84, n.3, p.224-230, 2000.
- ALCANTARA, T. P.; RASMUSSEN, S.L. STANGHELLINI, M. E. Biological characterization of *Monosporascus cannonballus*. **Phytopathology**, Saint. Paul, v. 87, n. 3, 1997.
- ALMEIDA NETO et al. Crescimento e bromatologia do feijão-bravo (*Capparis flexuosa* L.) em área de Caatinga no Curimataú paraibano, Brasil. **Revista Ciência Agronômica**, v. 42, n. 2, p.488-494, abr-jun,2011.
- AMBROZEVICIUS, L.P. et al. Genetic diversity of begomovirus infecting tomato and associated weeds in Southeastern Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v.27, p. 372-377, 2002.
- ANDRADE, D.E.G.T. et al. Frequência de fungos associados ao colapso do meloeiro e relação com características físicas, químicas e microbiológicas dos solos. **Summa Phytopathol.**, Botucatu, v. 31, n. 4, p. 327-333, 2005.
- ANDRADE, R. L. et al. Deposição de serrapilheira em área de caatinga na RPPN `Fazenda Tamanduá\_, Santa Terezinha - PB. **Caatinga**, Mossoró, v. 21, n. 2, p. 223-230, 2008.
- ANTONIO, H.; LEHMAN, P.S. Nota sobre a ocorrência de nematóides do gênero *Meloidogyne* em algumas ervas daninhas nos estados do Paraná e do Rio Grande do Sul. In: REUNIÃO DE NEMATOLOGIA, III, Mossoró. **Anais**, p. 29-32, 1978.
- ARNAUD, L. S. E. P. et al. Predominância de begomovírus em tomateiros na região produtora da Ibiapaba, Ceará, e sua detecção natural em plantas daninhas. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, n. 3, p. 241-246, 2007.
- AUMONDE, T.Z. et al. Enxertia de melancia Crimson Sweet sobre diferentes porta-enxertos na fase de muda. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA. 47, Porto Seguro, 2007. **Anais...** Brasília: Horticultura Brasileira, 2007.
- ASSUNÇÃO, I.P. et al. Diversidade genética de begomovirus que infectam plantas invasoras na região Nordeste. **Planta Daninha**, Viçosa-MG, v. 24, n. 2, p. 239-244, 2006.
- BACCHI, L.M.A.; GOULART, A.C.P.; DEGRANDE, P. Doenças no solo. **Revista Cultivar Grandes Culturas**, v.32, 2001. Disponível em: <http://www.grupocultivar.com.br/site/content/artigos/artigos.php?id=639>. Acesso em: 13 de Janeiro de 2014.
- BARNETT, H. L.; HUNTER, B. B. **Illustred genera of imperfect fungi**. 3.ed. Minneapolis: Burgess Publishing Company, 1970.

BATTEN, J. et al. Potential for biocontrol of *Monosporascus* root rot/vine decline under greenhouse conditions using hypovirulent isolates of *Monosporascus cannonballus*. **European Journal of Plant Pathology**, v.106, n.10, p.639-649, 2000.

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

BELTRÁN, R. et al. Population dynamics of *Monosporascus cannonballus* ascospores in marsh soils in eastern Spain. **European Journal of Plant Pathology**, v.113, p.357-365, 2005.

BERRIE, A. M.; BURGESS, C. M. A review of research on epidemiology and control of blackspot of strawberry ( *Colletotrichum acutatum*) with special refence to weeds as alternative hosts. **International Plant Protection**, Orchards, v. 26, p. 163-168, 2003.

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

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

BRUTON, B. D. Soilborne diseases in cucurbitaceae: pathogen virulence and host resistance. In: MCCreight, J. (Ed.) Cucurbitaceae, 98. Alexandria, **International Society for Horticultural Science**, p. 143-166, 1998.

CARMICHAEL, J. W. et al. **Genera of Hyphomycetes**. Alberta: The University of Alberta Press, 1980.997p.

CARNEIRO, R.M.D.G. et al. *Meloidogyne paranaenses* n.sp. (Nemata: Meloidogynidae), a root-knoot nematode parasitizing coffee in Brazil. **Journal of Nematology**, College Park, v.28, n.2, p.177-189, June 1996.

CARVALHO, L.B. **Plantas daninhas**. 1ª Edição, Lages- SC, 82p, 2013. In: FARIA, J.C., BEZERRA, I.C., ZERBINI, F.M., RIBEIRO, S.G.; LIMA, M.F. Situação atual das geminiviroses no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, 2000. v 25, p.125-137.

CÉSAR, N. S.; SANTOS, G. R. Doenças da cultura da melancia no Projeto Formoso, Tocantins. **Fitopatologia Brasileira**, v. 26, p. 411, 2001.

COHEN, R. et al. Efficacy of fluazinam in suppression of *Monosporascus cannonballus*, the causal agent of sudden wilt of melons. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 83, n. 12, p. 1137-1141, 1999.

COHEN, R. et al. Toward integrated management of *Monosporascus* wilt of melons in Israel. **Plant Disease**, v. 84, n. 5, p. 496-505, 2000.

COHEN, R. et al. Introducing grafted cucurbits to modern agriculture. The Israeli experience. **Plant Disease**, v.91, p.916-923, 2007.

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

CUBETA, M. A.; VILGALYS, R. Population biology of the *Rhizoctonia solani* complex. **Phytopathology**, v. 87, n. 04, p. 480-484, 1997.

DIAS, R. C. S.; PICÓ, B.; ESPINOS, A.; NUEZ, F. Resistance to melon vine decline derived from *Cucumis melo* ssp. Agrestis: Genetic analysis of root structure and root response. **Plant Breeding**, Berlin, v. 123, n. 1, p. 66-72. 2004.

FAO. FAOSTAT. Disponível em: <http://faostat.fao.org/site/611/default.aspx>. ancor. Acesso em 15 dezembro de 2013.

FAO. Food Agriculture Organization. **Countries by commodities --Top Production - Watermelons 2012**. Disponível em: <http://www.fao.org/site/339/default.aspx>. Acesso em 12 de dezembro de 2013.

FARR, D. F. et al. **Fungus-host distribution database**, 2008. Disponível em: <http://nt.ars.grin.gov/fungaldbases/fungushost/fungushost.cfm>. Acesso em: 02 fev. 2014.

FARIA, J.C. et al. Situação atual das geminiviroses no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 25, p. 125-137, 2000.

FERRAZ, L.C.C.B.; PITELLI, R.A.; BENDIVEN, L.E. An annotated bibliography of weeds as reservoirs for organisms affecting crops in Brazil. Nematodes: Meloidogyne. Ohio State Univ. **Res Bull**, n. 1153, 16p. 1983.

FRARE, G.F. **Sobrevivência de *Colletotrichum acutatum*, agente causal da podridão floral dos citros, em plantas daninhas**, ESALQ, 2011. 87p. Dissertação (Mestrado) - - Piracicaba, SP.

GALLI, F. **Manual de fitopatologia**. Doenças das plantas cultivadas. São Paulo: Agronômica Ceres, 1980. v.2, 587p.

GARCÍA-JIMÉNEZ, J. et al. A. *Acremonium species* as the causal agent of muskmelon collapse in Spain. **Plant Disease**, v. 78, p. 416- 419. 1994

GARCÍA-JIMÉNEZ, J. et al. Fungal pathogens associated with melon plants collapse in Spain. **EPPO Bulletin**, Paris, v. 30, n. 2, p. 169-173, 2000.

GIULIETTI A.M. et al. **Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga**. In: SILVA JMC, TABARELLI M & FONSECA MT (Orgs.). Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação. Brasília, Ministério do Meio Ambiente, 2004.

GUIMARÃES, I.M. **Viabilidade do uso de *Trichoderma* como agente de controle biológico na cultura do melão em Mossoró-RN**, 2012. 55p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia), Universidade Federal Rural do Pernambuco, Recife, 2012.

HANLIN, R. T. **Illustrate genera of Ascomycetes**. 2.ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1990. 324 p.

HARTMAN, G. L.; MANANDHAR, J. B.; SINCLAIR, J. B. Incidence of *Colletotrichum* spp. On soybeans and weeds in Illinois and pathogenicity of *Colletotrichum truncatum*. **Plant Disease**, v. 70, n. 8, p 780-782, 1986.

IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. Brasil, v.39, 2012 Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/agric/default.asp>. Acesso em: 20 janeiro de 2014.

IBGE. **Censo agrícola de 1999**. Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br>. Acesso em: 20 de janeiro 2014.

IBGE. Sistema IBGE de recuperação Automática (SIDRA) -- **Melancia: Quantidade produzida, ano 2012**. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br>>. Acesso em 12 dezembro de 2013.

IBRAF. **Produção Agrícola**. Disponível em: <http://www.ibraf.org.br>. Acesso em: 15 janeiro de 2014.

KOREN, A.; EDELSTEIN, M. Advantages and limitations of grafted vegetable transplants in Israel. **Hort Science**, v. 39, p. 873, 2004.

LIMA, G.S.A. et al. Novas espécies de Begomovirus associadas a plantas invasoras no estado de Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira**, v.27, p. 207, 2002.

LOPES, C. A.; REIS, A.; LIMA, M. F. **Principais doenças da cultura da melancia no Brasil**. Brasília: Embrapa hortaliças, (Circular Técnica nº61), 2008. 10p.

MAIA, L.K.R.; LIMA, R.E.M.; LIMA, I.S. Importância do meloeiro e aspectos relacionados à resistência a *Rhizoctonia solani*. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v.9, n.17; p.1609-1622, 2013.

MARINHO, R. E. M. et al. Identificação da microflora associada a raízes de meloeiro nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará. **Revista Caatinga**, v. 15, n.1, p. 25-28, 2002.

MARTYN, R. D. **Monosporascus root rot and vine decline of melons**. The Plant Health Instructor. SI, 2002. Disponível em: <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/fungi/ascomycetes/Pages/Monosporascus.aspx> Acesso em: 18 dezembro de 2013.

MARTYN, R. D.; MILLER, M. E. *Monosporascus* root rot and vine decline: an emerging disease of melons worldwide. **Plant Disease**, **Saint Paul**, v. 80, n. 1, p. 716- 725, 1996.

MEDEIROS, E.V. **Densidade de ascósporos de *Monosporascus cannonballus* em solos de Caatinga e de cultivo de meloeiro nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará e testes de controle in vitro**, SN, 2005. 98f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia)- Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró, RN.

MEDEIROS, E.V. et al. Quantificação de ascósporos de *Monosporascus cannonballus* em solos não cultivados de Caatinga e em áreas de cultivo de melão do Rio Grande do Norte e Ceará. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, p. 500-504, 2006a.

MEDEIROS, E.V; SALES JÚNIOR, R.; MICHEREFF, S. J. Eficiência de fungicidas no controle *in vitro* de *Monosporascus cannonballus*. **Revista Caatinga**, v. 19, n. 4, p. 360-368, 2006b.

MERTELY J. C. et al. The role of *Monosporascus cannonballus* and other fungi in a root rot disease of muskmelon. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 75, n. 11, p. 1133-1137, 1991.

MERTELY, J.C. et al. Quantification of *Monosporascus cannonballus* ascospores in three commercial muskmelon fields in south Texas. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 77, n. 1, p. 766-769, 1993.

MILEO, L.J.; SILVA, J.F.; BENTES, J.L.S.;CHRISTOFFOLETI, P.J. Plantas daninhas hospedeiras alternativas de *Colletotrichum guaranicola* em cultivos de guaraná no Estado do Amazonas. **Planta daninha** [online], vol.25, n.4, p.771-782, 2007. ISSN 0100-8358

MÔNACO, A.F. et al. Reação de Espécies de Plantas Daninhas a *Meloidogyne incógnita* Raças 1 e 3, a *M. javanica* e a *M. paranaenses*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, vol. 33(3), p.235-242, 2009.

PANIAGUA, A. G. **Histopatología del ataque a raíz de melón. Estudios sobre la patogenicidad de cepas de *Monosporascus cannonballus* Pollack e Uecker aisladas de melon**, 2000 86p. Tese (Doutorado em Fitopatología) Universidad Politécnica de Valencia, Espanha.

PARIKKA, P. LEMMETTY, A. **Survival of *Colletotrichum acutatum* on alternative hosts**. In: NJF SEMINAR: Challenges in sustainable plant protection in strawberries, Sweden. NJF Report, Sweden: SLU, 2009. 17p.

PENNINGTON, R.T. et al. Historical climate change and speciation: neotropical seasonally dry forest plants show patterns of both tertiary and quaternary diversification. **PHILOSOPHICAL TRANSACTIONS OF THE ROYAL SOCIETY OF LONDON**, v. 359, P. 515-538, 2004.

PIVONIA, S. et al. Sudden wilt of melons in Southern Israel: fungal agents and relationship with plant development. **Plant Disease**, v.81, n.11, 1997.

PIVONIA, S. et al. Effect of soil temperature on disease development in melon plants infected by *Monosporascus cannonballus*. **Plant Pathology**, v.51, p. 472-479, 2002.

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

PRADO, D. E. **As Caatingas da América do sul**. In: LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; SILVA, J.M.C. Ecologia e a conservação da Caatinga. Recife: Ed. Universitária da UFPE, 2003.

REUVENI, R.; KRIKUN J. E; SHANI N. The role of *Monosporascus eutypoides* in a collapse of melon plants in an arid area of Israel. **Phytopathology**, v.73, n.9, p.1223- 1226, 1983.

RIBEIRO, S.G. et al. Distribution and genetic diversity of tomato-infecting begomovirus in Brazil. **Archives of Virology**, v.148, p.281-295, 2002.



RODAL, M.J.N.; SAMPAIO, E.U.S.B. **A vegetação do bioma caatinga**. In: SAMPAIO, E.U.S.B.; GIULIETTI, A.M.; VIRGINIO, J.; GAMARA-ROJAS, C.F.L. (Eds.). *Vegetação e flora da caatinga*, RECIFE: APNE, 2002. p.11-24.

RODRIGUES, A.N.M.S. **Ocorrência de plantas daninhas como hospedeiras alternativas de fitopatógenos radiculares e avaliação da patogenicidade sobre as culturas do melão e da melancia**. 2013. 76p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia), Universidade Federal Rural do Semiárido, Mossoró-RN, 2013.

ROESE, A.D.; OLIVEIRA, R.D.L. Capacidade reprodutiva de *Meloidogyne paranaensis* em espécies de plantas daninhas. **Nematologia Brasileira**, v.28(2), p.137-141, 2004.

SALES JUNIOR, R. et al. Comportamento de cultivares de meloeiro e melancia inoculados com *Acremonium cucurbitacearum* e *Monosporascus cannonballus*. **Fitopatologia Brasileira**, Fortaleza-CE, v.27, n.2, p.206-210, 2002.

SALES JÚNIOR, R. et al. *Monosporascus cannonballus* agente causal do colapso em plantas de melão no Rio Grande do Norte, Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, p. 567. 2003

SALES JÚNIOR, R. et al. Controle biológico de *Monosporascus cannonballus* com *Chaetomium*. **Fitopatologia Brasileira**, v.32, p. 070-074, 2007.

SALES JÚNIOR, R. et al. First Report of *Monosporascus cannonballus* on Watermelon in Brazil. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 94, n. 2, p. 278, 2010.

SALES JÚNIOR, R. Ervas daninhas como hospedeiras alternativas de patógenos causadores do colapso do meloeiro. **Revista Ciência Agrônoma**, v. 43, p. 195-198, 2012.

SANTOS, A. A. et al. **Doenças do meloeiro em áreas irrigadas do estado do Ceará**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2000. 11p. (Embrapa Agroindustrial Tropical. Boletim e pesquisa, 35).

SANTOS, A.A.; PINHEIRO NETO, L.G. **Podridão-de-Esclerócio do Melão no Estado do Ceará**. Fortaleza. Embrapa Agroindústria Tropical. 2004.

SECEX. Disponível em: <http://www.desenvolvimento.gov.br/sitio/secex>. Acesso em: 20 dezembro de 2013.

SENHOR, R. F. et al. Colapso do meloeiro associado a *Monosporascus cannonballus*. **Revista Verde** (Mossoró - RN - Brasil) v.4, n.2, p. 06- 14 abril/junho de 2009.

SILVA, E.C. et al. Aspectos ecofisiológicos de dez espécies em uma área de Caatinga no município de Cabaceiras, Paraíba, Brasil. **Iheringia Série Botânica**, v.59, n.2, p.201-205, 2004.

SILVA, K.J.P. et al. *Monosporascus cannonballus*: Agente causal do colapso ou morte súbita do meloeiro. **Revista Verde** (Mossoró - RN - Brasil), v.5, n.4, p. 11 - 18, outubro/dezembro, 2010.

SILVA, C.M. et al. **Guia de plantas visitadas por abelhas na Caatinga**. Editora Fundação Brasil Cidadão, Fortaleza, CE, ed.1, 2012, 191p.

- SIVANESAN A. *Monosporascus cannonballus*. **Mycopathologia**, v.114, p.53-54, 1991.
- STANGHELLINI, M. E.; KIM, D. H.; RASMUSSEN, S. L. Ascospores of *Monosporascus cannonballus*: germination and distribution in cultivated and desert soils in Arizona. **Phytopathology**, v. 86, p. 509-514, 1996.
- STANGUELLINI, M.E. et al. Crop residue destruction strategies that enhance rather than inhibit reproduction of *Monosporascus cannonballus*. **Plant Pathology**, v. 53 p. 50-53, 2004.
- STANGHELLINI, M. E.; KIM, D. H.; WAUGH, M. M. Microbe-mediated germination of ascospores of *Monosporascus cannonballus*. **Phytopathology**, v.90, n.3, p.243-247, 2000.
- SUTTON, B. C. **The Coelomycetes**. Surrey: Commonwealth Mycological Institute, 1980. 696p.
- TAYLOR, M. et al. **Cost benefit analysis of using grafted watermelons for disease control and the freshcut market**. In: HOLMES, G. J. (Eds.). Proc. Cucurbitaceae. Raleigh: Universal Press, 2006. p.277-285.
- TORRES, S. B. Germinação e desenvolvimento de plântulas de melancia em função da salinidade. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 29, n 3, p.77-82, 2007.
- TROUTMAN, J. L.; MATEJKA, J. C. Three fungi association with cantaloupe roots in Arizona. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 60, n. 1, p. 1317, 1970.
- TROVÃO, D. M. B. M., et al. Variações sazonais de aspectos fisiológicos de espécies da Caatinga. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 11, n. 03, p. 307-311, 2007.
- TU, J.C. The role of White mold infected White bean (*Phaseolus vulgaris*) seed in the dissemination of *Sclerotinia sclerotiorum* (lib.) de Bory. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.121, p. 40-50, 1988.
- VOLL, E. **Dinâmica das plantas daninhas e práticas de manejo**. Embrapa Soja, Londrina (PR), 85 p. 2005.
- WAUGH, M. M. et al. Reproductive potential of *Monosporascus cannonballus*. **Plant Disease**, v. 87, p. 45-50, 2003.
- WOLFF, D.W. Evaluation of melon germoplasm for resistente to *Monosporascus* root rot/vine decline symptomexpression in melon (*Cucumis melo* L.). In: EUCARPIA MEETING ON CUCURBIT GENETICS AND BREEDING. Cucurbits Toward 2000,6, Málaga, Espanha, 1996, p. 224-228.
- WOLFF, D.W.; MILLER, M. E. Tolerance to *Monosporascus* root rot and vine decline in melon (*Cucumis melo* L.) germplasm. **Hort Science**, v.33, p.287-290, 1998.