



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
CURSO DE AGRONOMIA**

ANTONIA FABIANA PINTO DE HOLANDA

HOSPEDABILIDADE DE PITAYA AO NEMATOIDE DAS GALHAS, *Meloidogyne* spp.

FORTALEZA

2021

ANTONIA FABIANA PINTO DE HOLANDA

HOSPEDABILIDADE DE PITAYA AO NEMATOIDE DAS GALHAS, *Meloidogyne* spp.

Monografia apresentada ao Curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de Bacharel em Agronomia.

Orientadora: Prof.^a Dr.^a Carmem Dolores Gonzaga Santos

Coorientador: MSc. Francisco Bruno da Silva Café

FORTALEZA

2021

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

H669h Holanda, Antonia Fabiana Pinto de.

Hospedabilidade de pitaya ao nematoide das galhas, *Meloidogyne* spp. / Antonia Fabiana Pinto de Holanda. – 2021.

54 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2021.

Orientação: Profa. Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos.

Coorientação: MSc. Francisco Bruno da Silva Café.

1. *Hylocereus* spp. 2. Cactácea. 3. Suscetibilidade. I. Título.

CDD 630

ANTONIA FABIANA PINTO DE HOLANDA

HOSPEDABILIDADE DE PITAYA AO NEMATOIDE DAS GALHAS, *Meloidogyne spp.*

Monografia apresentada ao Curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrária da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de Bacharel em Agronomia.

Aprovada em: 07/04/2021.

BANCA EXAMINADORA

Prof.^a Dr.^a Carmem Dolores Gonzaga Santos (Orientadora)
Universidade Federal do Ceará (UFC)

MSc. Francisco Bruno da Silva Café (Coorientador)
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Márcio Cléber de Medeiros Corrêa
Universidade Federal do Ceará (UFC)

MSc. Francisco Jorge Carlos de Souza Junior
Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE)

A Deus.

Aos meus pais, Ana e Fabiano.

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais Ana Amélia Silvestre Pinto e Fabiano Cristo Pinheiro de Holanda por toda a dedicação, apoio e esforços na minha criação. Aos meus irmãos Francisco e Elaine pela motivação e companheirismo. Sou muito grata à minha família.

Agradeço em especial a minha mãe por ser a mulher mais forte e determinada desse mundo e por ter feito tudo por mim e meus irmãos. Espero um dia ser 20 % do que você é. Muito obrigada!

A minha orientadora Prof.^a Dr.^a Carmem Dolores Gonzaga Santos pela oportunidade e ensinamentos que vou levar para vida pessoal e profissional. Foi muito especial ver como a senhora se dedica em tudo que faz. Muito obrigada!

A minhas colegas de laboratório Isabelle e Rosângela e ao meu coorientador Bruno, pelo companheirismo e parceria, foi extremamente enriquecedor o nosso encontro, aprendi muito com todos vocês.

Ao Prof. Dr. Márcio Cléber de Medeiros Corrêa pela concessão dos cladódios de pitaya utilizados no experimento.

Aos meus colegas-irmãos que com certeza foram essenciais durante esses cinco anos de graduação, e principalmente neste último ano de tempos difíceis. Sou profundamente grata por todos os momentos felizes e tristes, tudo que vivi com vocês valeu a pena, muitíssimo obrigada Jéssyca, Rosa, Vitor, Thiago, Caio, Caetano e Diana.

Agradeço também a todos os professores do curso de Agronomia – UFC e colegas do semestre 2015.2 que contribuíram para minha evolução pessoal e profissional. Sou muito grata a todos!

RESUMO

Na cultura da pitaya há diversos relatos da associação com o nematoide das galhas, *Meloidogyne* spp., interação esta que causa diminuição da produtividade da cultura. Entretanto, não há relatos da reação de hospedabilidade entre a hospedeira e o patógeno. O presente trabalho apresenta uma investigação da reação de três espécies de pitaya aos nematoides *M. incognita*, *M. enterolobii*, *M. javanica* e *M. arenaria*, comumente encontrados no Brasil. Os inóculos foram obtidos de raízes de cóleus (*Plectranthus scutellarioides*) infestadas, mantidas em casa de vegetação. O experimento foi dividido em três ensaios, cada um correspondendo à inoculação com os quatro nematoides em uma das seguintes espécies de pitaya: *Hylocereus undatus*, *H. costaricensis* e *H. megalanthus*. Mudanças de pitaya foram inoculadas com suspensão de cada espécie de nematoide contendo 5.000 ovos e mantidas em casa de vegetação ($31^{\circ}\pm 3^{\circ}\text{C}$). Após 45 dias, as plantas foram retiradas dos vasos para posterior avaliação das raízes em microscópio estereoscópico. A análise da infecção dos nematoides levou em consideração as seguintes variáveis: número de galhas (NG), número de massas de ovos (NMO), índice de galhas (IG) e índice de massas de ovos (IMO) e o fator de reprodução (FR). Após análise, constatou-se que as três espécies de pitaya avaliadas apresentaram diferentes níveis de parasitismo aos quatro nematoides. Os valores de FR obtidos para *H. undatus* foram: 2,6; 3,1; 2,5; 1,9, respectivamente para *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica*. Na espécie *H. costaricensis* os valores de FR foram: 2,7; 2,3; 1,9; 1,7 para *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica*. Para *H. megalanthus* os valores de FR foram: 0,7; 0,8; 0,5; 0,5, respectivamente, para *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica*. Dentre as espécies de pitaya avaliadas neste trabalho, *H. undatus* e *H. costaricensis* apresentaram maior suscetibilidade a todas as espécies de *Meloidogyne* inoculadas, quando comparado ao *H. megalanthus* que foi menos suscetível ao nematoide das galhas.

Palavras-chave: *Hylocereus* spp.; Cactácea, Suscetibilidade

ABSTRACT

In pitahaya culture, there are several reports of the association of *Meloidogyne* sp., an interaction that causes a decrease in the productivity of culture. However, there are no reports of the hostility reaction between the host and the pathogen. This present work presents the reaction of the three species of pitayas to the species of *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria*, and *M. javanica*, species that more most commonly present in tropical regions. The inoculants were obtained from infested roots of coleus (*Plectranthus scutellarioides*), kept in a greenhouse. The experiment was divided into three assays, each corresponding to inoculation with the four nematodes in one of the following pitaya species: *Hylocereus undatus*, *H. costaricensis* and *H. megalanthus*. Pitaya seedlings were inoculated with a suspension of each nematode species containing 5,000 eggs and kept in a greenhouse ($31^{\circ} \pm 3^{\circ}$ C). After 45 days, the plants were removed from the pots for further evaluation of the roots under a stereoscopic microscope. The analysis of nematode infection took into account the following variables: number of galls (NG), number of egg masses (NMO), gall index (IG) and egg mass index (IMO) and reproduction factor (FR). After analysis, it was found that the three pitaya species evaluated presented different levels of parasitism to the four nematodes. The FR values obtained for *H. undatus* were: 2.6; 3.1; 2.5; 1.9, respectively for *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria*, and *M. javanica*. In *H. costaricensis*, the FR values were: 2.7; 2.3; 1.9; 1.7 for *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica*. For *H. megalanthus* the FR values were: 0.5; 0.3; 0.5; 0.3, respectively, for *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria*, and *M. javanica*. Among the pitahaya species tested in this work, *H. undatus* and *H. costaricensis* demonstrated greater susceptibility to all inoculated *Meloidogyne* species, when compared to *H. megalanthus*, which was less susceptible to root-knot nematode.

Keywords: *Hylocereus* spp.; Cactaceae, Susceptibility.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Pitayas (<i>Hylocereus costaricensis</i> , <i>H. undatus</i> e <i>H. megalanthus</i>)	19
Figura 2 -	Distribuição de plantas de <i>Hylocereus undatus</i> em casa de vegetação	31
Figura 3 -	Distribuição de plantas de <i>Hylocereus megalanthus</i> e <i>H. costaricensis</i>	31
Figura 4 -	Plantas de <i>Hylocereus undatus</i> e <i>H. costaricensis</i> . inoculadas.....	32
Figura 5 -	Plantas de <i>Hylocereus megalanthus</i> inoculadas.....	33
Figura 6 -	Processos de cloração e avaliação das raízes em microscópio estereoscópio.....	33
Figura 7 -	Raízes de testemunhas infectadas de Tomateiro ‘Santa Clara’ <i>Meloidogyne arenaria</i> ; Cólus com <i>M. javanica</i> ; Cólus com <i>M. enterolobii</i>	35
Figura 8 -	Raízes de pitayas infectadas com <i>Meloidogyne arenaria</i>	35

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 – Valores do fator de reprodução das pitayas avaliadas	41
--	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Classificação quanto à suscetibilidade das plantas de acordo com o número de massas de ovos (Taylor e Sasser (1978)) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982)	34
Tabela 2	Reação de <i>Hylocereus undatus</i> inoculados com 5000 ovos de <i>Meloidogyne enterolobii</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> e <i>M. javanica</i> , baseada no índice de massa de ovos (IMO), índice de galhas e fator de reprodução (FR).....	37
Tabela 3	Reação de <i>Hylocereus megalanthus</i> inoculados com 5000 ovos de <i>Meloidogyne enterolobii</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> e <i>M. javanica</i> , baseada no índice de massa de ovos (IMO), índice de galhas e fator de reprodução (FR).....	39
Tabela 4	Reação de <i>Hylocereus costaricensis</i> inoculados com 5000 ovos de <i>Meloidogyne enterolobii</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> e <i>M. javanica</i> , baseada no índice de massa de ovos (IMO), índice de galhas e fator de reprodução (FR).....	40

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	14
2	REVISÃO DE LITERATURA	16
2.1	A família Cactaceae	16
2.1.1	A cultura da pitaya	17
2.1.2.1	<i>Hylocereus undatus</i>	18
2.1.2.2	<i>Hylocereus costaricensis</i>	19
2.1.2.3	<i>Hylocereus megalanthus</i>	19
2.1.2.4	<i>Produção e comercialização</i>	20
2.2	Fitonematoides	22
2.3	O gênero <i>Meloidogyne</i>	23
2.3.1	<i>Meloidogyne incognita</i>	25
2.3.2	<i>Meloidogyne javanica</i>	26
2.3.3	<i>Meloidogyne enterolobii</i>	26
2.3.4	<i>Meloidogyne arenaria</i>	27
2.4	Hospedabilidade a <i>Meloidogyne</i> spp.	28
3	MATERIAL E MÉTODOS	28
3.1	Obtenção das espécies de <i>Hylocereus</i> empregadas no experimento	29
3.2	Obtenção dos inóculos	29
3.3	Inoculação das plantas	30
3.4	Avaliação das plantas	32
3.5	Procedimentos estatísticos	34
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
5	CONCLUSÃO	43
	REFERÊNCIAS	44

1 INTRODUÇÃO

A família Cactaceae Juss. concentra 176 gêneros e 2.223 espécies aceitas. No Brasil, foram catalogadas 484 espécies dentro de 81 gêneros (ZAPPI; TAYLOR, 2020).

Segundo Barthlot (1983) 10% das cactáceas são epífitas, as quais pertencem a habitats úmidos e compreendem a subfamília Cactoideae que constitui dois grupos naturais: Rhipsalinae, com centro de evolução no sul da América do Sul e Hylocereinae no sul do México e América Central. Este último integra o importante gênero *Hylocereus*, que concentra as principais espécies de pitaya. O gênero apresenta grande potencial de produção, comercialização e exportação de frutos de pitaya no Brasil, sendo as espécies *Hylocereus polyrhizus*, *H. undatus* (Haworth) Britton & Rose ex Britton, *H. megalanthus* (K. Schum. Ex Vaupel) Moran e *H. costaricensis* (Web) Britton & Rose que mais se destacam comercialmente (ANDRADE, MARTINS e SILVA, 2007).

O fruto de pitaya, o qual possui aspecto exótico, sabor agradável e constituintes nutracêuticos, tem obtido popularidade (PERWEEN *et al.*, 2018). O Vietnã é o maior produtor mundial de pitayas, com uma produção anual de 602.608 toneladas. O Brasil ocupa a nona posição com produção anual de 1.493 toneladas, levantamento do ano de 2016 (IBGE, 2019). O Ceará é o maior produtor da região nordeste, apresentando 15 ha de cultivo. Na Chapada do Apodi, principalmente nos municípios de Limoeiro do Norte e Quixeré (NUNES *et al.*, 2014).

Em razão da produção em larga escala da cultura, foi observado a associação de diversos fitopatógenos, causando perdas de até 40% na produção (VALENCIA-BOTIN *et al.*, 2004). Algumas dessas são causadas por fungos como: Antracnose por *Colletotrichum gloesporioides* (KIM *et al.*, 2011; PALMATEER; PLOETZ, 2007; MASYAHIT *et al.*, 2009); Murcha por *Fusarium oxysporium* (GONZÁLEZ *et al.*, 2016); Podridão do caule por *F. semitectum*, *F. oxysporium*, *F. moniliforme* (HAWA; SALLEH; LATIFFAH, 2010); Cancro da haste *Neoscytalidium dimidiatum* (CHUANG *et al.*, 2012); *Aureobasidium* sp. e *Curvularia* sp (ALMEIDA, 2018).

Além de doenças causadas por bactérias como, a podridão mole que foi relatada por MASYAHIT *et al.*, (2009) tendo por agente causal a *Enterobacter cloacae*. Outras bactérias também estão associadas à cultura da pitaya como *Xanthomonas* sp. e *Erwinia* sp (N’GUYEN, 1996). Também foi constatado por Delgado *et al.*, (2010) o *Cactus virus X* (CVX) doença que causa mosaico no caule de pitaya amarela (*Hylocereus megalanthus*).

Quanto aos fitonematoides há vários relatos da interação com a pitaya, os gêneros mais frequentes são: *Helicotylenchus*, *Meloidogyne* sp, *Tylenchus* sp, *Aphelenchus* sp, *Pratylenchus* sp e *Cactodera* cacti (CHAN *et. al.*, 2016; PIEDRAHITA, PÉREZ e PATIÑO, 2012). Recentemente foi constatado o primeiro relato de *M. javanica* em *H. megalanthus* (NASCIMENTO, 2020).

Em experimento no Valle del Cauca na Colômbia foi constatado 877 J2 por grama de raiz seca de pitaya amarela, conferindo alta suscetibilidade da *H. megalanthus* ao nematoide, gerando sintomas secundários como o amarelecimento dos cladódios e queda da produtividade (RINCON *et al.* 1989).

Entretanto, os estudos até então avaliados relatam a associação de *Meloidogyne* Göeldi, 1892 com espécies de *Hylocereus*, porém não há informações da reação de hospedabilidade da hospedeira aos patógenos. Desta forma, o intuito deste trabalho foi avaliar a reação de três espécies de pitayas ao parasitismo por quatro importantes espécies de *Meloidogyne* que ocorrem no Ceará.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A família Cactaceae

A família Cactaceae é nativa do continente americano e está amplamente, distribuída em todo esse continente (ANDERSON, 2001).

A classificação botânica da família é atribuída a divisão Magnoliophyta, a classe Magnoliopsida e a ordem Caryophyllales. A família apresenta quatro subdivisões, as subfamílias: Opuntioideae, Cactoideae, Maihuenioideae e Pereskioideae (WALLACE e GBISON, 2001). Atualmente, há 176 gêneros e 2.223 espécies aceitas. No Brasil foram catalogadas 484 espécies dentro de 81 gêneros (ZAPPI; TAYLOR, 2020).

Os países que apresentam maior diversidade de cactáceas são: México e sudoeste dos EUA, regiões que compreendem aos desertos do Chihuahan e Sonora. O Brasil ocupa a terceira posição, com 80% de cactáceas endêmicas, na qual predominam formas colunares, arbustivas, como também arbóreas, compreendendo as tribos Cereeae e Pereskia, além das epífitas da tribo Rhipsalideae. Salienta-se que as duas primeiras estão presentes em regiões com habitats secos. Desta forma, compreende-se a presença dessas espécies em variados habitats desde regiões secas como o semiárido Nordeste a regiões úmidas de Mata Atlântica (TAYLOR, 1997).

A maioria dos cactos apresenta metabolismo do ácido crassuláceo (CAM), condição na qual, devido aos processos evolutivos, estes conseguem reduzir os efeitos da fotorrespiração com fechamento dos estômatos durante o dia e abertura à noite. Salienta-se ainda que as cactáceas apresentam compostos primários raros e metabólitos secundários exclusivos, como o pigmento betalaína e os alcaloides, este último consiste em pequenos compostos orgânicos que contém nitrogênio heterocíclico. Estes compostos possuem função alelopáticas que conseguem impedir o ataque de possíveis pragas, como a competição de plantas concorrentes (ANDERSON, 2001; TAIZ *et. al.*, 2017).

Morfologicamente, os cactos assumem variados tamanhos, todavia, apresentam em comum o aspecto de coloração verde em toda a extensão da planta, ou seja, a fotossíntese é realizada pela epiderme de todo o vegetal, diferentemente de outras famílias de plantas que a realizam apenas nas folhas, as quais nas cactáceas são geralmente espinhos. Outra característica importante é a estrutura similarmente esponjosa em seu interior, o que confere maior armazenamento de água, devido o lenho (o xilema secundário) que é formado por células parenquimáticas que permitem a distensão e retração da planta (GIBSON e NOBEL 1986; ANDERSON, 2001).

Destaca-se a importância das cactáceas no sertão nordestino em contraponto aos

períodos de seca, servindo principalmente de reserva hídrica secundária para a produção animal. Entretanto, segundo Barthlot (1983), apesar das cactáceas estarem presentes em regiões áridas e semiáridas cerca de 10% delas são epífitas, sendo encontradas em habitats úmidos. Pertencem à subfamília Cactoideae, que se distingue em dois grupos naturais: Rhipsalinae, que apresenta centro de evolução no sul da América do Sul e Hylocereinae, encontrada no sul do México e América Central. Este último grupo inclui o importante gênero *Hylocereus*, que concentra as principais espécies de pitaya.

Os diversos usos das cactáceas pelo homem incluem o emprego como plantas medicinais, com a utilização do cacto peyote como analgésico e antirreumático pelos povos nativos da América Central, como ornamentais, com o uso paisagístico, além do emprego como plantas alimentícias, que é o caso dos frutos de pitaya que apresentam grande potencial de produção, comercialização e exportação no Brasil (ANDERSON, 2001; ANDRADE, MARTINS e SILVA, 2007).

2.1.1 A cultura da pitaya

Devido à introdução recente da cultura no país, houve confusão com relação ao gênero das espécies cultivadas comercialmente. Todavia, os países da América Central há tempos usavam dois termos que classificavam as pitayas de acordo com seus gêneros. Portanto, estas eram divididas em pitayas e pitahayas. A primeira corresponde aos gêneros *Stenocereus* e *Cereus* que configuram as espécies caulinares, enquanto as pitahayas referem-se aos gêneros *Hylocereus* e *Selenicereus* que apresentam caráter epifítico. Entretanto, o termo pitaya se tornou universal, abrangendo as duas classificações (RODRÍGUEZ CANTO, 2000).

Estudos de comparação e sequenciamento genético realizados por Bauer (2003), demonstraram que as pitayas amarelas, antes *Selenicereus megalanthus*, apresentam sequenciamento que as classificam no gênero *Hylocereus*. Desta forma, entende-se que a fruta que é reconhecida como pitaya e é produzida e comercializada em larga escala, confere ao gênero *Hylocereus*.

Portanto, quanto a classificação botânica, tem-se: subfamília Cactoideae, tribo Hylocereeae, gênero *Hylocereus* e espécies tomadas para estudo: *H. costaricensis*, *H. megalanthus* e *H. undatus*. Segundo o mais recente levantamento de The Royal Botanic Gardens (2019), estima-se que o gênero possui 33 espécies. Estas que estão originalmente distribuídas na América Central e norte da América do Sul, mais precisamente em florestas tropicais (ANDERSON, 2001).

Entretanto, no Brasil, nota-se a presença do gênero também em florestas tropicais sazonais, como o cerrado. Ressalta-se que o bioma apresenta uma promissora aposta para a comercialização de pitayas, a chamada pitaya doce, saborosa, do cerrado ou baby, cientificamente, a *H. setaceus* (Salm-Dyck ex DC.) Ralf Bauer. A espécie também é nativa da Bolívia e nordeste da Argentina (BAUER, 2003).

As pitayas do gênero *Hylocereus* são trepadeiras ou semi-epífíticas, apresentam ciclo de aproximadamente 15 anos e frutos tipo baga, não climatério, com brácteas que conferem uma característica escamosa ao fruto (MOREIRA *et. al.*, 2012a; ZEE *et al.* 2004). Podem atingir 10 m de comprimento, a partir de ramificações, as quais são denominados cladódios, os quais são triangulares. Os segmentos são verdes com espinhos poucos, curtos e excepcionalmente inexistentes. As flores são grandes, possuem um formato de funil, são hermafroditas e apresentam antese noturna. A maioria das flores das espécies do gênero apresentam coloração branca e eventualmente vermelha. Destaca-se a forma oblonga dos frutos com tamanho entre 15 a 22 cm e peso entre 300 a 800 g, contendo sementes pequenas, em forma de rim, de coloração preta brilhante, lisas ou pouco texturizadas. Comercialmente, as espécies do gênero *Hylocereus* que se destacam, são as: *H. polyrhizus*, *H. undatus*, *H. megalanthus* e *H. costaricensis* (LE BELLEC, VAILLANT E IMBERT, 2006; ANDERSON, 2001).

2.1.1.1 *Hylocereus undatus*

A espécie *H. undatus* contém cladódios longos e verdes, marginalmente ondulados, a planta pode atingir até 5 m de comprimento. Estas hastes são triangulares e robustas com 4 a 7,5 cm de largura, a espécie contém espinhos de 3 mm de comprimento. Apresentam flores brancas de 25 a 27 cm de comprimento. A floração reduz 20 a 15% em temperaturas próximas a 39°C. O fruto possui escamas vermelho-rosado com pontas esverdeadas, estes apresentam polpa branca e peso entre 300 a 800 g. A ondulação marginal das *H. undatus* apresenta maior saliência que a *H. costaricensis*. Sua distribuição é incerta, entretanto, compreende-se que o fruto é comercializado em larga escala na Colômbia, Costa Rica e Nicarágua (ANDERSON, 2001; LE BELLEC, VAILLANT E IMBERT, 2006; NERD *et al.*, 2002) (Figura 1B).

2.1.1.2 *Hylocereus costaricensis*

A espécie apresenta hastes vigorosas, considerada a mais robusta do gênero, as hastes ou cladódios têm cerca de 10 cm de largura, com espinhos curtos e robustos com algumas

cerdas. As flores são brancas por dentro e frequentemente apresentam coloração avermelhada por fora, estas possuem comprimento aproximado de 30 cm. Os frutos têm semelhanças à *H. polyrhizus* com casca e escamas vermelhas e polpa roxa de sabor e textura agradáveis e peso em torno de 250-600 g. São endêmicas da Costa Rica, Nicarágua e Panamá. Há relatos de variedades registradas, as quais são: Lisa, Cebrá e Rosa presentes na Costa Rica (ANDERSON, 2001) (Figura 1A).

2.1.1.3 *Hylocereus megalanthus*

A pitaya amarela ou pitaya colombiana, apresenta hastes de coloração verde escura triangulares pouco onduladas, apresentam aproximadamente 1 a 2 m de comprimento e 3 a 6 cm de largura. Os espinhos apresentam de 3 a 5 mm de comprimento. Essa espécie contém frutos ovoides de aproximadamente 11cm, com escamas amarelas, casca amarela e polpa branca-translúcida. Seus cladódios são mais longos e estreitos que as demais espécies do gênero. As flores são perfumadas, brancas e possuem pericarpo com 30 cm de comprimento. A fruta é endêmica da Colômbia, Equador, Peru e Bolívia (ANDERSON, 2001) (Figura 1C).

Figura 1. A - *Hylocereus costaricensis*; B - *H. undatus* e C - *H. megalanthus*



Fonte: Holanda, 2020.

2.1.1.4 Produção e comercialização

A cultura da pitaya, devido à característica semi-epífita da planta, com o fruto e flor exóticos, tem destaque como planta ornamental e é comumente usada como cerca viva. Na produção é necessário o auxílio de tutores, geralmente estacas de madeira. Os mourões

apresentam em torno de 1,80 m de altura. Orienta-se a implantação da cultura em solos bem drenados. (MOREIRA,2012b). Recomenda-se o cultivo em áreas sombreadas entre 30 a 60%, entretanto, segundo Raveh *et al.* (1998), as pitayas cultivadas em 30% de sombreamento apresentam melhor desenvolvimento quanto à quantidade de flores.

O desenvolvimento da cultura é rápido e contínuo quando em condições favoráveis com temperatura entre 18 ° e 26° C, altitudes até 1.850 metros e chuvas entre 1.200 e 1.500 mm anuais. As raízes originalmente apresentam dois tipos: a principal, que se desenvolve a partir da radícula e as adventícias as quais são basais e aéreas. Estas são longas e ramificadas, com distribuição superficial no solo. Particularmente, as raízes aéreas que se distribuem ao longo do cladódio têm função de fixação ao tutor, além de absorção de nutrientes. Na produção em larga escala as pitayas são propagadas vegetativamente por meio da implantação dos cladódios, apesar deste método diminuir a variabilidade genética, apresentam maior produtividade devido a rápida floração (HERNÁNDEZ CRISANTO, 2006; LE BELLEC, VAILLANT e IMBERT, 2006). As pitayas são plantas de dias longos, considerando que o fotoperíodo influencia na produção de gemas florísticas (JIANG *et al.*, 2012), foi observado que as plantas de pitaya apresenta floração assíncrona, conforme Silva (2011) na região de Jaboticabal as pitayas apresentam nove fluxos floríferos.

As pitayas adquiriram popularidade devido seu aspecto exótico e sabor agradável, além de apresentarem características nutracêuticas, a fruta é rica em flavonoides, vitamina C e vitaminas do complexo B, foi observado que há concentrações elevadas de fibra, nitrogênio, potássio, cálcio, ferro, manganês e zinco (PERWEEN *et al.*, 2018).

As pitayas de polpa vermelha como as *H. costaricensis* apresentam betalaína, licopeno e polifenóis, substâncias que conferem caráter antioxidante, anti-inflamatório, cardioprotetor e anticancerígeno, além da captina substância que atua no controle de doenças gastrointestinais e infecções renais (ESQUIVEL, 2012; DONADIO, 2009). Devido a esses atributos, as pitayas se tornaram frutas de grande procura não apenas para o consumo *in natura*, mas também para produção de fármacos e cosméticos.

O Vietnã é o maior produtor de pitayas, com produção anual de 602.608 toneladas, seguido da China, 200.000 toneladas e Indonésia, 36.000 toneladas. O Brasil assume a 9ª posição com 1.493 toneladas, em levantamento realizado em 2016 (IBGE, 2017).

As regiões Sul e Sudeste são as maiores produtoras de pitayas no país, sendo o estado de São Paulo maior produtor com 516,20 toneladas, seguido por Santa Catarina e Minas Gerais

com 328,49 e 185,91 toneladas, respectivamente (IBGE, 2017). A região Nordeste detém 0,61% da produção do país com 9,12 toneladas. O Ceará possuindo 20 ha de pitaya é o maior produtor da fruta na região. Nas regiões do Baixo Jaguaribe, percebe-se que muitos produtores trocaram a produção de banana pela pitaya, devido a menor necessidade de água da cultura, visando a exportação garantida para os países europeus. Outras áreas estão próximas à Chapada do Apodi, como os municípios de Limoeiro do Norte e Quixeré, regiões que no estado produzem pitaya (NUNES *et al.*, 2014).

Com o avanço da produção de pitayas, foi observado o surgimento de fitopatógenos comumente associados ao caule e aos frutos, cujos ataques causam perdas econômicas acima de 40% (VALENCIA-BOTÍN *et al.*, 2004).

As formigas cortadeiras do gênero *Atta* (*Atta caphalote*, *Atta colombica* e *Acromymex sp*), insetos escaravelhos (*Cotinus mutabilis*), que depositam suas larvas nos cladódios e o percevejo-gaúcho, (*Leptoglossus zonatus*) são as principais pragas associadas à cultura. As intervenções que estas causam tanto nos cladódios quanto nos frutos favorecem a infecção por fungos e bactérias (BARBEAU, 1990).

Também há relatos de doenças fúngicas relacionadas à cultura da pitaya, com a Antracnose por *Colletotrichum gloesporioides* (MASYAHIT *et al.*, 2009a); Murcha por *Fusarium oxysporium* (GONZÁLEZ *et al.*, 2016); Podridão do caule por *F. semitectum*, *F. oxysporium*, *F. moniliforme* (HAWA; SALLEH; LATIFFAH, 2010; Cancro da haste *Neoscytalidium dimidiatum* (CHUANG *et al.*, 2012); *Aureobasidium sp.* e *Curvularia sp* (ALMEIDA, 2018).

A podridão mole foi relatada por Masyahit *et al.*, (2009b) causada por *Enterobacter cloacae*. Outras bactérias foram relatadas em associação à cultura da pitaya como *Xanthomonas sp.* e *Erwinia sp* (N'GUYEN, 1996). Também foi constatado por Delgado *et al.*, (2010) o *Cactus virus X* (CVX) doença que causa mosaicos no caule.

Há vários relatos de doenças causadas por fitonematoides na cultura como *Helicotylenchus sp*, *Meloidogyne sp*, *Tylenchus sp*, *Aphelenchus sp*, *Pratylenchus sp* e *Cactodera cacti* (CHAN *et al.*, 2016; PIEDRAHITA, PÉREZ E PATIÑO, 2012). Recentemente foi constado o primeiro relato de *M. javanica* em *H. megalanthus* (NASCIMENTO, 2020).

2.2 Fitonematoides

Os fitonematoides estão classificados no Filo Nematoda. Esses animais aquáticos apresentam comprimento de 0,2 a 3 mm, possuem, geralmente, formato fusiforme e contém estilete, estrutura que garante a penetração no tecido vegetal. Esses animais pseudocelomados, apesar de necessitarem de um filme d'água para sua sobrevivência, habitam solos de ambientes variados, e constituem cerca de 10% das espécies de nematoides relatadas no mundo. Por não serem visíveis a olho nu, os sintomas secundários como clorose, amarelecimento, subdesenvolvimento, murcha e tombamento indicam a presença desses indivíduos, porém estes sintomas podem ser confundidos com doenças causadas por outros fitopatógenos ou deficiências nutricionais. A identificação é dificultada pelo fato dos fitonematoides infectarem os órgãos subterrâneos das plantas, gerando tumores, necroses, lesões e atrofias, o que dificulta a absorção de água e nutrientes, causando os sintomas secundários (AGRIOS, 2005; FERRAZ e BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993).

Quanto ao hábito alimentar estes indivíduos são classificados em: ectoparasitas migradores, ectoparasitas sedentários, endoparasitas migradores e endoparasitas sedentários. Os fitonematoides podem atuar de três maneiras em suas hospedeiras: pela ação traumática, devido ao estilete e ao movimento do indivíduo no interior da planta; pela ação espoliadora que consiste no desvio de nutrientes que seriam utilizados pela planta; e pela ação tóxica causada pela liberação de enzimas digestivas (AGRIOS, 2005; MICHEREFF, 2001).

A reprodução dos fitonematoides ocorre, comumente, por anfimixia, encontro gamético entre macho e fêmea. Há também a reprodução por partenogênese, situação em que não há fecundação, pois não há participação do macho. Neste processo não ocorre a variabilidade genética. Salienta-se, ainda, a existência de hermafroditismo em alguns gêneros de fitonematoides, porém mais raros (AGRIOS, 2005; FERRAZ e BROWN, 2016).

Os fitonematoides apresentam ciclo de vida com seis fases: ovo, quatro estádios juvenis (primeiro, segundo, terceiro e quarto estádio) e adulto, macho ou fêmea. A mudança de estádio é provocada pela ecdise, troca de cutícula por outra maior à medida que o indivíduo se desenvolve. Ressalta-se que na classe Chromadorea a primeira ecdise ocorre dentro do ovo e o indivíduo que eclode é o juvenil de segundo estádio (J2) (FERRAZ e BROWN, 2016; MICHEREFF, 2001; TIHOHOD, 1993).

2.3 O gênero *Meloidogyne*

O gênero *Meloidogyne*, vulgarmente conhecido como nematoides das galhas, são parasitas obrigatórios com hábito alimentar endoparasita sedentário. Amplamente distribuídos em todo o mundo, afetam as raízes, gerando tumores e são considerados um dos principais causadores de prejuízos na agricultura (COYNE *et al.*, 2012; JONES *et al.*, 2013).

Quanto à classificação taxonômica o gênero pertence à classe Chromadorea, ordem Rhabditida, Subordem Tylenchina, Infraordem Tylenchomorpha, Superfamília Tylenchoidea e família Meloidogynidae (DE LEY E BLAXTER, 2002).

O gênero é o principal causador dos maiores danos gerados por fitonematoides na agricultura, devido a sua ampla disseminação e espectro de hospedeiras. Estima-se que os danos causados por nematoides gerem 11% de perdas na produção mundial (AGRIOS, 2005; FERRAZ e BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993).

As espécies *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949 são as principais para o gênero nas regiões tropicais e *M. hapla* Chitwood, 1949 nas regiões temperadas, conforme Moens *et al.* (2009). No Brasil além das espécies podem ser citadas outras como: *M. paranaensis* Carneiro, Carneiro, Abrantes, Santos & Almeida, 1996; *M. brasilienses* Charchar & Eisenback, 2002; *M. coffeicola* (Lordello & Zamith, 1960) Kirjanova, 1963; *M. graminicola* Golden & Birchfield, 1965; *M. hispanica* Hirschmann, 1986; *M. konaensis* Eisenback, Bernard & Schmitt, 1995; *M. exigua* Göldi, 1887; *M. ethiopica* Whitehead, 1968; *M. morocciensis* Rammah & Hirschmann, 1990; *M. petuniae* Eisenback & Hirschmann, 1999; *M. enterolobii* Yang & Eisenback (1983).

Neste gênero a reprodução ocorre por partenogênese, ou seja, não ocorre a participação do gameta masculino. Os machos após a última ecdise sofrem metamorfose assumindo formato fusiforme, com hábito migrador, e abandonam as raízes. Não se sabe ao certo a função desses indivíduos. As fêmeas apresentam formato piriforme, liberam os ovos em uma matriz gelatinosa protetora. A massa de ovos é secretada pelas glândulas retais das fêmeas, essas ovipositam 500 a 2.000 ovos, em condições normais (LORDELLO, 1992; TIHOHOD, 1993; FERRAZ e MONTEIRO, 1995; FREITAS *et al.*, 2004). Entretanto, foi constatada a reprodução sexuada no gênero nas espécies *M. carolinensis*, *M. microtyla* e *M. graminicola*, esta última está presente no Brasil, principalmente na cultura do arroz (MOURA, 1996).

Para a manutenção de seu ciclo biológico, estes indivíduos são altamente dependentes de condições climáticas, temperatura, umidade, aeração e composição química do solo. O ciclo de vida do *Meloidogyne* se dá em aproximadamente 30 dias e, como os demais fitonematoides,

ocorre em seis fases com quatro ecdises e quatro estádios juvenis. Na primeira fase (ovo), há as divisões celulares para a formação do indivíduo do primeiro estágio (J1), a segunda fase. Este ainda dentro do ovo sofre a primeira ecdise, atingindo o segundo estágio (J2), assim, quando em condições favoráveis de umidade o indivíduo J2 eclode. Após a eclosão o J2 apresentando formato fusiforme, assume hábito migrador. Durante esta fase os indivíduos migram, penetram e se estabelecem no interior das hospedeiras, a partir da zona de alongação da raiz, onde as células têm pouca quitina, suberina e celulose e há elevada produção de exsudatos, por isto essa é a fase infestante (LORDELLO, 1992; TIHOHOD, 1993; AGRIOS, 1997; FREITAS *et al.*, 2004).

Após o estabelecimento do indivíduo J2 em um sítio de alimentação, este se torna endoparasita sedentário. À medida que se alimenta e se desenvolve causa hiperplasia e hipertrofia, que são alterações fisiológicas e morfológicas, respectivamente, o que gera células gigantes multinucleadas no parênquima vegetal, causando as galhas, resposta da hospedeira que funcionam como um mecanismo induzido pelos *Meloidogyne* spp. no qual transforma as células das raízes em um tecido nutridor diferenciado: as células gigantes nutridoras, o nematoide se nutre do conteúdo citoplasmático (HUNT e HANDOO, 2009; MOURA, 1997; FERRAZ, 2001).

Ao atingir o final do estágio, o J2 sofre a segunda ecdise, atinge o estágio J3, assumindo formato salsichoide. A partir desta fase, há a degeneração do estilete e do esôfago destes indivíduos. Estes não se alimentam e ao final deste estágio sofre a terceira ecdise, tornando-se um indivíduo J4 também com formato salsichoide (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004).

Com o final do estágio J4, as fêmeas sofrem a última ecdise, assumindo o formato globoso (piriforme) e permanecem no interior das raízes, estabelecendo o hábito endoparasita sedentário. Os machos, antes da última ecdise, sofrem uma metamorfose, tornam-se fusiforme com hábito migrador e deixam as raízes. O ciclo de vida do parasita ocorre em torno de 28 a 30 dias, porém em casa de vegetação o tempo pode tornar menor, devido as condições de temperatura e umidade mais próximas das ideais (25-30°C) (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004).

Fatores como a temperatura são limitantes para o desenvolvimento desses nematoides, considera-se a temperatura ideal em torno de 25° a 30°C para *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*. As temperaturas acima de 40°C e abaixo de 5°C diminuem as atividades vitais desses indivíduos (BRASS *et al.*, 2008).

2.3.1. *Meloidogyne incognita*

A espécie é predominante em regiões tropicais, causa impacto mundial com perdas econômicas em amplo espectro de hospedeiras, devido a sua atuação em diferentes condições climáticas (LOPES e SANTOS, 1994; KARSSSEN e MOENS, 2006). É a mais devastadora na agricultura por estar amplamente distribuída, principalmente nas regiões mais quentes (MOURA, 1996). Segundo o levantamento da Agência Americana para o Desenvolvimento Internacional (USAID) de todo o material vegetal investigado quanto à presença de *Meloidogyne* sp. proveniente de 60 países, 52% das raízes examinadas estavam infectadas com *M. incognita* (SASSER E CARTER, 1985). No Ceará, em levantamento realizado quanto a associação de *Meloidogyne* sp. a vegetais em microrregiões do estado, foi constatada a presença de *M. incognita* em 36,4 % do material avaliado, ou seja, foi a espécie com o maior índice de ocorrência (SILVA *et al.*, 2016).

Com relação às cactáceas, a infestação de *M. incognita* já foi relatada gerando prejuízos significativos. Na Flórida, por exemplo, há uma extrema preocupação com a infecção destes indivíduos em plantas ornamentais, já que o estado assume o primeiro lugar na produção e venda de mudas ornamentais nos Estados Unidos, conforme estudo de Brito *et al.*, (2010) em que foi constatada a presença de *M. incognita* em raízes de *Opuntia humifusa* (Raf.) Raf (Figo espinhoso). Esta associação levou ao decréscimo de vendas devido ao controle quarentenário.

Quanto aos indivíduos, nesta espécie, geralmente as fêmeas produzem ovos por três semanas. Essas surgem após 13 a 15 dias depois da penetração do indivíduo J2 nos órgãos subterrâneos da planta, ocorrendo posteriormente a liberação das massas de ovos. As fêmeas produzem em média 400 ovos, assumem comprimento que varia de 500 a 723 μm , com estilete de 13 a 16 μm . Enquanto os machos as dimensões do corpo variam de 1.108 a 1.953 μm por 31,4 a 55 μm ., estes ainda possuem disco labial proeminente com estilete de 24,1 μm (FERRAZ e MONTEIRO, 2011; TIHOHOD, 1997).

2.3.2. *Meloidogyne javanica*

A espécie é polífaga e predomina em regiões com estações secas bem definidas (EISENBACK e TRIANTAPHYLLOU, 1991). Junto com a *M. incognita* representa as espécies de nematoides que mais causam danos na agricultura, devido ao vasto espectro de hospedeiras (MOURA, 1996). Segundo Tenente *et al.*, (2002) desde a década de 1950 é relatada no Brasil

a infestação desses nematoides em diversas culturas, principalmente hortaliças, arroz, cana-de-açúcar e banana, além de plantas daninhas. O que pôde ser constatado por Ponte et al., 1996 em levantamento de espécies de *Meloidogyne* sp. no Ceará associada a plantas daninhas, em que *M. javanica* se mostrou o segundo mais frequente, estando presente nas raízes de 33 % das plantas investigadas.

Recentemente foi relatado a presença de *M. javanica* nas raízes de pitaya amarela (*H. megalanthus*). No relato foi observado amarelecimento, raquitismo e perda de vigor dos cladódios (NASCIMENTO, 2020).

Segundo Dao (1970), a espécie se adapta a diversas condições climáticas. Na Austrália, por exemplo, a temperatura ideal se situa entre 25° a 30° C, enquanto na Califórnia, observa-se condição térmica ideal para o desenvolvimento em torno de 32° e 34° C (LUC et al., 2005). Ressalta-se ainda que, conforme Demeure (1978), o desenvolvimento desses indivíduos é prejudicado pela exposição por períodos superiores a três horas a uma temperatura acima dos 45°C.

Quanto aos indivíduos, as fêmeas têm comprimento de 541 a 804 µm por 331 a 581 µm, com estilete de 14 a 18 µm de comprimento com bulbos basais arredondados (TIHOHOD, 1997).

2.3.3. *Meloidogyne enterolobii*

O primeiro relato dessa espécie ocorreu na hospedeira orelha-de-negro (*Enterolobium contortisiliquum* Vell.) na ilha de Hainan, na China (YANG & EISENBACK, 1983). No Brasil, foi observada a presença desses indivíduos pela primeira vez na cultura da goiaba em Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA) (CARNEIRO et al., 2006). Entretanto, há relatos da associação da espécie em outras culturas alta relevância na agricultura brasileira, como: acerola (*Malpighia puniceifolia* L.), mamão (*Carica papaya* L.), alface (*Lactuca sativa* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), pimentão (*Capsicum annuum* L.), tomate cereja (*Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*), soja (*Glycine max* L.), e fumo (*Nicotiana tabacum* L.) (LIMA et al., 2003; SOUZA et al., 2006; ALMEIDA et al., 2008; PAES et al., 2012).

Atualmente o *M. enterolobii* é o principal fitonematoide para a cultura da goiaba no país, gerando a erradicação de milhares de hectares da cultura, a fim de conter a disseminação do nematoide, o que implica em elevado prejuízo financeiro. Ressalta-se a importância no conhecimento das hospedeiras, principalmente devido à alta capacidade reprodutiva da espécie

mesmo em cultivares resistentes a *Meloidogyne* sp. (DE ALMEIDA *et al.*, 2008; RODRIGUEZ *et al.*, 2007; ROSA *et al.*, 2015; HUNT e HANDOO,2009).

Conforme Bitencourt e Silva (2010), esta capacidade em vencer os mecanismos de resistência das plantas resistentes às meloioiginoses, coloca a espécie como uma das principais de fitonematoides a nível mundial. Segundo Philbrick *et al.*, (2020), este processo pode ser observado na produção de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) em que o gene Mi presente em cultivares garante resistência à *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica* é vencido pelo *M. enterolobii*, demonstrando a maior virulência dessa espécie que a coloca como uma grande ameaça global para a produção de tomate.

Da Silva (2006) enfatiza os danos causados pela espécie, devido a elevada disseminação por meio do uso de mudas infectadas, em que foi constatada a presença dos indivíduos em diversos pomares na região Nordeste. Estima-se que a cultura da goiaba nesta região pode ser completamente comprometida caso não seja aplicado medidas de controle que impeçam a disseminação. Salieta-se ainda que as perdas, segundo Castagnone-Sereno, 2012, podem atingir 65% da produção de olerícolas.

Há relatos da presença da espécie em raízes de cactácea *Cereus fernambucensis* Lem. (Manacaru), causando diminuição do vigor e crescimento da planta de elevada importância ornamental (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016).

Com relação aos indivíduos, as fêmeas apresentam estilete com 14 a 17 µm de comprimento (HUNT e HANDOO,2009).

2.3.4. *Meloidogyne arenaria*

A espécie está amplamente disseminada, principalmente nas regiões tropicais e subtropicais. A condição térmica é o principal fator limitante para a presença da espécie, raramente estes indivíduos se desenvolvem em temperatura inferior a 15°C, a temperatura média anual ideal está em torno de 18° a 27°C (TAYLOR *et al.*, 1978). Segundo Eisenback *et al* (1981), comumente, observa-se grande quantidade de pequenas galhas, apesar de nesta espécie ser relatado também galhas maiores. O *M. arenaria* está associado a um diverso espectro de hospedeiras, inclusive plantas daninhas, como observado em levantamento no Rio Grande do Sul em que a espécie foi apresentada como a segunda mais frequente, presente em 15,6% do material vegetativo avaliado em 15 municípios. Também foi relatada a infestação em

cucurbitáceas, causando severos danos e queda da produtividade, como o observado na cultura do pepino também no Rio Grande do Sul (BELLE, C. *et al.*, 2019; SCHMITT *et al.*, 2018).

Além disso, a espécie *M. arenaria* é considerada uma espécie “enxame” por reunir vasto número de populações com diferentes origens monofiléticas, como também espécies diferentes, por exemplo, *M. morocciensis*. Isto ocorre devido ao maior polimorfismo genético da espécie em relação as demais do gênero (CARNEIRO *et al.*, 2008; MONTEIRO *et al.*, 2019).

2.4. Hospedabilidade a *Meloidogyne* spp.

Há três tipos de interações entre planta e nematoide as quais são: neutra, em que a planta é imune ao nematoide, ou seja, o indivíduo não reconhece, penetra ou parasita a planta.; compatível, a planta reage como um hospedeiro adequado, portanto há uma relação de suscetibilidade da planta ao nematoide; ou incompatível, a planta reage como hospedeira inadequada, gerando uma hipersensibilidade (TRUDGILL, 1991; BARKER, 1993).

Segundo Trudgill (1991), plantas resistentes a nematoides são caracterizadas pela presença de genes que impedem ou previnem a multiplicação de determinado nematoide. Entretanto, as plantas mesmo quando resistentes podem permitir a penetração desses indivíduos (MOURA, 1997). Porém, conforme Jung e Wyss (1999), em plantas resistentes o sítio de alimentação é inibido, impedindo que a maioria dos indivíduos não atinjam a fase adulta, e conseqüentemente não causem os sintomas primários e secundários.

O fator de reprodução (FR), é considerado, atualmente pelos pesquisadores, o principal critério para identificar cultivares resistentes a fitonematoides. Este avalia se a cultivar apresenta boa ou má hospedabilidade a determinado nematoide (FERRAZ e BROW, 2016).

O cálculo do FR é a relação entre a população final (Pf) e a população inicial (Pi). Assim, considera-se que as plantas com valores de $FR < 1$ são resistentes e plantas com valores de $FR > 1$ são suscetíveis ou não resistentes (OOSTENBRINK, 1966).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os ensaios com três espécies de pitaya e as quatro espécies do nematoide das galhas: *M. arenaria*, *M. javanica*, *M. enterolobii* e *M. incognita* foram iniciados em 18 de agosto de 2020 e concluídos em 27 de fevereiro de 2021. Os experimentos foram realizados em ambiente de casa de vegetação, com temperatura média de $31^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ e no Laboratório de Fitopatologia, do Setor de Fitossanidade, Departamento de Fitotecnia do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Ceará (UFC) – Campus do Pici, Fortaleza-CE.

3.1. Obtenção das espécies de *Hylocereus* empregadas no experimento

Cladódios das espécies das pitayas *H. costaricensis*, *H. megalanthus* e *H. undatus*, foram inicialmente obtidos junto ao Setor de Horticultura da UFC, que em seguida foram plantados em vasos de 1 L de capacidade, mantendo desta forma as espécies em condições de casa de vegetação ($31 \pm 3^{\circ}\text{C}$) do Setor de Fitossanidade.

Os ensaios para avaliar a suscetibilidade das pitayas a *Meloidogyne* spp. foram desenvolvidos em três períodos diferentes. O primeiro ensaio foi desenvolvido com a pitaya amarela (*H. megalanthus*) e teve início em 18 de agosto de 2020. O segundo foi conduzido com a pitaya vermelha de polpa branca (*H. undatus*) com início em 25 de setembro de 2020. E o terceiro foi realizado com a pitaya de casca vermelha de polpa vermelha (*H. costaricensis*) iniciando-se em 16 de novembro de 2020

Para a realização dos ensaios, cladódios foram cortados das plantas mantidas em vasos e postos para secar durante 7 dias à sombra. Ao final do período de secagem, as hastes foram implantadas em vasos com 1L de capacidade, contendo uma mistura peneirada e autoclavada de areia e esterco caprino na proporção 3:1. As mudas foram mantidas em casa de vegetação e irrigadas diariamente para que ocorresse o enraizamento. As raízes deveriam apresentar comprimento próximo a 10 cm.

3.2. Obtenção dos inóculos

Os inóculos para cada espécie de *Meloidogyne* foram obtidos a partir de raízes de cóleus (*Plectranthus scutellarioides*), espécie vegetal empregada rotineiramente para multiplicação de nematoides das galhas em casa de vegetação do Setor de Fitossanidade. Todas as espécies de

Meloidogyne mantidas em cóleus foram previamente identificadas junto ao Laboratório de Fitopatologia/CCA/UFC.

A extração de nematoide das raízes para obtenção dos ovos, se deu pela aplicação do método de Coolen e D'Herde (1972). As raízes de cóleus infectadas foram primeiramente trituradas em liquidificador com água e hipoclorito de sódio (NaClO) a 0,5% por aproximadamente 30 segundos. Após este processo, verteu-se a suspensão em peneiras de 20 mesh sobreposta a de 400 mesh. Os fragmentos maiores de raiz ficam retidos na peneira de 20 mesh, enquanto na de 400 mesh, ficaram retidos os fragmentos menores e as fases dos nematoides. Esta suspensão foi recolhida em um béquer, com jatos de água de uma pisseta. Adicionou-se à suspensão, o caulim (caulinita), na relação de três gramas para cada 100 ml de suspensão, sendo a suspensão homogeneizada e distribuída em tubos de centrífuga. Esses tiveram seus pesos equilibrados e foram centrifugados a 2.000 rpm por cinco minutos (Centrífuga Fanem Excelsa II). Após, descartou-se o sobrenadante. Adicionou-se então sacarose a 45% e com um bastão de vidro ressuspendeu-se o sedimento contido nos tubos. Com a ressuspensão, equilibrou-se novamente os pesos dos tubos para a centrifugação a 2.000 rpm por um minuto. Ao final da centrifugação, verteu-se o sobrenadante na peneira de 400 mesh sob água corrente, a fim de retirar toda a sacarose presente na suspensão. Esta suspensão, contendo ovos e juvenis, foi recolhida em um béquer para a calibração em câmara de Peters sob microscópio estereoscópico para posterior inoculação. Neste experimento as suspensões foram ajustadas a fim de obter 5.000 ovos por ml.

3.3. Inoculação das plantas

Para a inoculação bem-sucedida, foi necessário observar o desenvolvimento das raízes, estas deveriam apresentar comprimento próximo a 10 cm. Para *H. costaricensis* a inoculação das mudas ocorreu após 30 dias do transplântio, enquanto em *H. megalanthus* e *H. undatus* a inoculação foi realizada decorridos 60 dias do transplântio.

No processo de inoculação, umedeceu-se o solo do vaso com as espécies vegetais. Foram feitos três orifícios com profundidade de 3 cm e rentes ao colo da planta. Nestes orifícios, aplicaram-se com pipeta automática 1ml da suspensão contendo os ovos na calibração de 5.000 ovos/ml. Ao final, os orifícios foram fechados. Este processo foi realizado para as quatro espécies de nematoides utilizadas: *M. arenaria*, *M. javanica*, *M. enterolobii* e *M. incognita*.

Quanto às testemunhas, para os ensaios de *H. megalanthus* e *H. undatus*, utilizou-se cóleus, a partir de estacas enraizadas em água na casa de vegetação. Estas foram plantadas em

vasos com capacidade de 1L, contendo uma mistura peneirada e autoclavada de areia e esterco caprino na proporção 2:1. Para a espécie *H. costaricensis*, o controle positivo foi constituído de plantas de tomateiro cv. Santa Clara. Mudas do tomateiro foram produzidas com o plantio de sementes (Feltrim Sementes) em bandejas de poliestireno com 128 células, contendo a mistura de areia e esterco caprino na proporção 2:1. Após duas semanas do semeio, as plântulas foram transplantadas para vasos com capacidade de 1L, contendo a mistura de solo na mesma proporção. Salienta-se que as espécies vegetais foram irrigadas diariamente duas vezes ao dia.

As plantas de cóleus e de tomateiro ‘Santa Clara’ foram inoculadas com a mesma quantidade de ovos empregada nas pitayas em todos os ensaios e mantidas no mesmo ambiente de casa de vegetação.

Figura 2. Distribuição de plantas de *Hylocereus undatus* em casa de vegetação.



Fonte: Holanda, 2020.

Figura 3. A - Distribuição de plantas de *Hylocereus megalanthus* e B - Distribuição de plantas de *H. costaricensis*.



Fonte: Holanda, 2020.

Com o passar de 45 dias após a inoculação as espécies de pitaya e testemunhas foram removidas dos vasos e levadas ao Laboratório de Fitopatologia para as avaliações. Foram consideradas as seguintes variáveis: massa fresca da raiz (MR), comprimento da raiz (CR), contagem do número de galhas (NG), número de massas de ovos (NMO) e contagem de ovos (NO) para cálculo do fator de reprodução (FR) e determinação da suscetibilidade. (Figura 4 e 5).

Figura 4. Plantas de pitaya aos 45 dias após a inoculação. A – *Hylocereus costaricensis*, B – *H. undatus*, inoculadas com: 1. Sadia, 2. *Meloidogyne arenaria*, 3. *M. incognita*, 4. *M. enterolobii* e 5. *M. javanica*.



Fonte: Holanda, 2020.

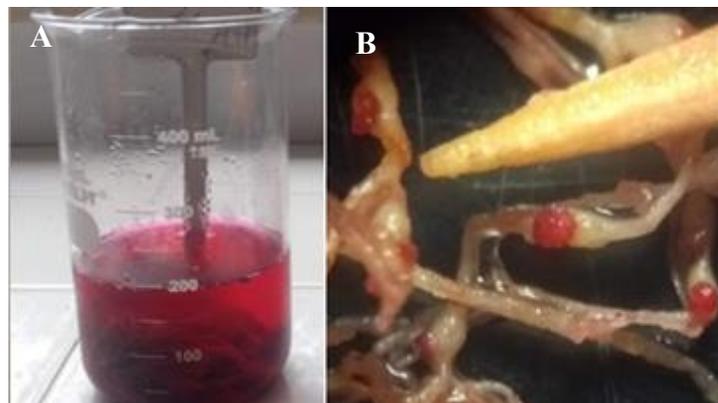
Figura 5. Plantas de *Hylocereus megalanthus* aos 45 dias após a inoculação com: 1. Sadia, 2. *M. arenaria*, 3. *M. incognita*, 4. *M. enterolobii* e 5. *M. javanica*.



Fonte: Holanda, 2020.

Para a melhor observação das massas de ovos externas, as raízes foram imersas em solução de fucsina ácida (0,35g de fucsina ácida, 25 ml de ácido acético e 75 ml de água destilada) diluída em água na relação de 10 ml para 300 ml (Figura-6). Após contagem do número de galhas (NG) e o número de massa de ovos (NMO) foram definidos o índice de galhas (IG) e o índice de massas de ovos (IMO). Para a obtenção dos índices, empregou-se a média do IG e do IMO das seis repetições para cada tratamento. As variáveis foram calculadas com base na escala proposta por Taylor e Sasser (1978) modificada por Hadisoeganda e Sasser (1982) (Tabela1). As raízes foram também pesadas para cálculo do número de ovos por grama de raiz, em balança digital.

Figura 6. A: Coloração das raízes em fucsina ácida; B: Galhas e massas de ovos coradas vistas sob microscópio estereoscópico (*Hylocereus costaricensis* com *Meloidogyne arenaria*).



Fonte: Holanda, 2020.

Tabela 1. Classificação quanto à suscetibilidade das plantas de acordo com o número de massas de ovos (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982).

Número massas de ovos ou galhas	Escala de notas	IMO	Classificação das plantas
0	0	0.0-1,0	Altamente resistente(AR)
1-2	1	1,1-3,0	Muito resistente(MR)
3-10	2	3,1-3,5	Moderadamente resistente(MOR)
11-30	3	3,6-4,0	Ligeiramente resistente(LR)
31-100	4	4,1-5,0	Suscetível(S)
>100	5	-	

Ao final do processo de contagem de galhas e de massa de ovos, todas as raízes das três espécies inoculadas (72 plantas) foram submetidas à extração de nematoides separadamente com base no método de Hussey e Barker (1973) adaptado por Bonetti e Ferraz (1981). Neste método, a raiz é triturada em liquidificador com água e hipoclorito de sódio (NaClO) a 0,5%, e posteriormente a suspensão é vertida em peneiras de 20 mesh, 100 mesh e 400 mesh sobrepostas. Lavou-se a suspensão nas peneiras em água corrente. Recolheu-se a suspensão retida apenas na peneira de 400 mesh em um béquer. O material foi levado à câmara de Peters sob microscópio estereoscópico, para a contagem do número de ovos. Com a obtenção desses valores, pode-se determinar o fator de reprodução (FR) para cada tratamento, o qual consiste na relação entre a população final P_f e a população inicial P_i , correspondente a 5.000 ovos. As plantas com $FR = 0$ são imunes, as com $FR < 1$ são resistentes e as com $FR > 1$ são suscetíveis ao nematoide (OOSTENBRINK, 1966).

$$FR = \frac{P_f}{P_i}$$

3.5. Procedimentos estatísticos

No ensaio de cada uma das três espécies de pitaya, o delineamento inteiramente casualizado, constituído de 5 tratamentos (1- *M. arenaria*, 2- *M. javanica*, 3- *M. enterolobii*, 4- *M. incognita* e 5- Sadias), com seis repetições cada, totalizando 90 plantas. Figuras 2 e 3. No

controle positivo, cóleus e tomateiro cv. Santa Clara, foram empregadas seis repetições, apenas para a confirmação da qualidade do inóculo.

Os dados foram analisados, em delineamento inteiramente casualizado, a partir da análise de variância (ANOVA). As estatísticas foram avaliadas no programa SASM - Agri, a comparação das médias se deu pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Para a padronização dos dados foram aplicadas transformações. No ensaio de *H. undatus* foram aplicados para as variáveis número de ovos (NO) e fator de reprodução (FR), as respectivas transformações $(x+k)^{1/2}$, com $k = 1$ e $(x+k)^{1/2}$, com $k = 0,1$. No ensaio de *H. megalanthus* foram aplicadas transformações nas variáveis número de galhas (NG), NO e FR, respectivamente: $(x+k)^{1/2}$ com $k = 1$, Log x na base 10 e $(x+k)^{1/2}$ com $k = 0,01$. Para o ensaio de *H. costaricensis*, as variáveis NO e FR foram transformadas em $1/(x^{1/2})$.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

As três espécies de pitaya avaliadas demonstraram suscetibilidade às espécies de *Meloidogyne*, permitindo o parasitismo dos nematoides em suas raízes. No entanto, observou-se a presença de galhas pequenas (0,5 a 2 mm), em comparação com as testemunhas, cóleus e tomateiro ‘Santa Clara’ (Figura-7), sendo mais visíveis em microscópio estereoscópico que a olho nu. Assim como as galhas, as massas de ovos eram consideravelmente menores que aquelas encontradas nas raízes das testemunhas. O emprego do corante de fucsina ácida facilitou a visualização das massas de ovos nas raízes de pitayas e testemunhas (Figura-8).

Figura 7. Raízes de testemunhas infectadas: A. Tomateiro ‘Santa Clara’ com *Meloidogyne arenaria*; B. Cóleus com *M. javanica*; C. Cóleus com *M. enterolobii*.



Fonte: Holanda, 2020

Figura 8. Raízes de pitaya infectadas com *Meloidogyne arenaria*, apresentando massas de ovos (coradas): A. *Hylocereus costaricensis*; B. *H. undatus*; C. *H. megalanthus*.



Fonte: Holanda, 2020

Na avaliação das raízes de plantas de pitaya *H. undatus* inoculadas com as quatro espécies de *Meloidogyne*, verificou-se que tanto para a variável comprimento das raízes (CR) quanto para a variável massa fresca da raiz (MR) as médias não diferiram entre si (Tabela 2).

Tabela 2. Reação de *Hylocereus undatus* inoculados com 5.000 ovos de *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica*, baseada no comprimento da raiz (CR), massa fresca da raiz (MR), número de galhas (NG), índice de galhas (IG), número de massas de ovos (NMO), índice de massa de ovos (IMO), número de ovos e fator de reprodução (FR).

TRAT	CR	MR	NG	IG	NMO	IMO	NO*	FR**	R ¹	R ²	R ³
<i>M. enterolobii</i>	16,0a	13,50a	237,67b	5	79,6a	4,5	13244a	2,6a	S	S	S
<i>M. incognita</i>	20,6a	11,50a	173,1ab	5	52,6a	4,1	15909a	3,1a	S	S	S
<i>M. arenaria</i>	18,1a	12,67a	128,33a	5	48,6a	3,6	12616a	2,5a	S	LR	S
<i>M. javanica</i>	17,6a	12,33a	154,6ab	5	62,5a	3,7	9688a	1,9a	S	LR	S
Sadia	18,2a	19,5a	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CV (%)	18,32	19,37	38,04		34,75		22,39	21,48	-	-	-

*Dados transformados em $“(x+k)^{1/2}”$, com $k = 1$

**Dados transformados em $“(x+k)^{1/2}”$, com $k = 0,1$

Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si (Tukey, 5% de probabilidade)

R¹: Classificação proposta por Oostenbrink (1966), onde S = suscetível; R = resistente

R²: (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), quanto ao IMO

R³: (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), quanto ao IG

Quanto ao parasitismo dos nematoides, verificou-se que em todos os tratamentos o número médio de galhas (NG) foi superior a 100 e o número de massas de ovos (NMO) superior a 48. A maior média de NG ocorreu em raízes com *M. enterolobii* (237,6) que diferiu das outras três espécies em que as médias variaram de 128,33 a 173,1 galhas. Apesar de numerosas, o tamanho das galhas provocadas pelas quatro espécies de nematoides era de 1 a 2 mm.

Tem-se ainda que as médias do NMO variaram de 48,6 (*M. arenaria*) a 79,6 (*M. enterolobii*) não havendo diferença significativa entre as quatro espécies. O índice de galhas (IG) foi 5 e o índice de massas de ovos (IMO) apresentaram notas variando de 3,6 a 4,5, comportamento suscetível para *M. enterolobii* e *M. incognita* e ligeiramente resistente para *M. arenaria* e *M. javanica* (Tabela 2). Para o NO, também não houve diferença estatística entre os tratamentos. Apesar de que o maior NG (237) e maior NMO (79,6) ter ocorrido no parasitismo de *M. enterolobii*, a maior média individual de NO (15.909,3) foi em raízes com *M. incognita*, o que pode ser respondido pela existência de massas de ovos internas, que não são coradas, e consequentemente, não podem ser contadas.

Observou-se também, que, além do IG e do IMO próximos de 5, o fator de reprodução (FR) dos nematoides em *H. undatus* foi superior a 1,0 constituindo um comportamento de suscetibilidade da hospedeira aos nematoides (OOSTENBRINK, 1966). Os valores de FR das quatro espécies de *Meloidogyne* avaliadas não apresentaram diferença significativa (Tabela-2). Ressalta-se ainda que *M. enterolobii* provocou maior número de galhas que as demais espécies, indicando uma maior severidade desta espécie. Contudo, os resultados apontam que a *H. undatus* permite o parasitismo das quatro espécies de *Meloidogyne*.

As plantas de cóleus, testemunhas desse ensaio, apresentaram numerosas galhas e massas de ovos, confirmando a qualidade do inóculo, com diâmetros superiores a 5 mm.

Para o ensaio com *H. megalanthus*, não foi observada diferença significativa entre as médias do comprimento das raízes (CR) e da massa fresca da raiz (MR), para todos os tratamentos, incluindo a testemunha. Essa espécie de pitaya apresentou suscetibilidade a todos as espécies de nematoides quanto ao número de galhas (NG), apresentando médias que diferiram significativamente, sendo o tratamento com *M. javanica* o que apresentou menor média, com 32 galhas e *M. incognita* a maior média com 139,5 galhas. O tamanho das galhas nas raízes infectadas por todas as espécies era pequeno, variando de 0,5 a 2 mm.

Com isto, o índice de galhas (IG) variou de 4 a 5, enquadrando a pitaya amarela em suscetível as quatro espécies de nematoide, quanto a este critério. Entretanto, considerando os resultados das médias do número de massas de ovos (NMO) e do IMO, foi observado que *H. megalanthus* foi moderadamente resistente (MOR) a *M. incognita* e muito resistente (MR) a *M. enterolobii*, a *M. arenaria* e a *M. javanica*. O FR para todos os tratamentos, indicou resistência dessa espécie de pitaya aos nematoides, variando de 0,55 a 0,83. (Tabela 3). O FR, para Oostenbrink (1966) avalia se a planta está possibilitando a multiplicação do nematoide, e quando isso está acontecendo, o FR é maior que 1,0.

O tratamento de *M. incognita* apresentou maior NG (139,5), maior NMO (22) e maior FR (0,83). O tratamento de *M. javanica* apresentou os menores valores para as variáveis. As plantas de cóleus, testemunha desse ensaio, apresentaram numerosas galhas com diâmetros superiores a 5mm e massas de ovos, confirmando a qualidade do inóculo.

Apesar da reação de resistência da hospedeira *H. megalanthus* ao tratamento com *M. javanica*, observada neste trabalho, recentemente, foi relatado no Brasil por Nascimento (2020) a relação de parasitismo com a pitaya amarela. No estudo, as mudas de pitaya foram inoculadas com 5.000 ovos e J2, e ao final do experimento foi constatado FR foi igual a 50,05, classificando a hospedeira como suscetível, entretanto o período de duração do experimento foi de 7 meses, um período muito maior do que o conferido neste ensaio que foi de 45 dias, tempo comumente

adotado para avaliação de suscetibilidade a nematoide das galhas. Além disso, Nascimento (2020) relatou alguns sintomas secundários nos cladódios de pitaya, como raquitismo, ramos cloróticos e finos e sem frutos. Portanto, é possível supor que a *H. megalanthus* retarde, inicialmente, o estabelecimento de *M. javanica* nas suas raízes. Contudo, avaliação posterior aos 45 dias, para confirmar essa informação, não foi realizada neste ensaio.

Tabela 3. Reação de *Hylocereus megalanthus* inoculados com 5.000 ovos de *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica*, baseada no comprimento da raiz (CR), massa fresca da raiz (MR), número de galhas (NG), índice de galhas (IG), número de massas de ovos (NMO), índice de massa de ovos (IMO), número de ovos e fator de reprodução (FR).

TRAT	CR	MR	NG*	IG	NMO	IMO	NO**	FR***	R ¹	R ²	R ³
<i>M. enterolobii</i>	11.2a	8.6a	109.8ab	5	20.6a	2,7	2844a	0,7a	R	MR	S
<i>M. incognita</i>	13.6a	12.3a	139.50b	5	22a	3,2	4198a	0,8a	R	MOR	S
<i>M. arenaria</i>	11.7a	11.2a	50.5ab	4	8,83a	2,6	2743a	0,5a	R	MR	S
<i>M. javanica</i>	14.8a	11.1a	32a	4	4,17a	1,8	1688a	0,5a	R	MR	S
Sadia	12.6a	9.83a	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CV (%)	12,58	16,46	37,15	-	11,14	-	16,76	43,10	-	-	-

*Dados transformados em $(x+k)^{1/2}$ com $k = 1$

**Dados transformados em "Log x" na base 10

***Dados transformados em $(x+k)^{1/2}$ com $k = 0,01$

Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si (Tukey, 5% de probabilidade)

R¹: Classificação proposta por Oostenbrink (1966), onde S = suscetível; R = resistente

R²: (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), quanto ao IMO

R³: (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), quanto ao IG

Para o ensaio com *H. costaricensis*, a média das variáveis de comprimento de raiz (CR) e massa fresca de raiz (MFR) de plantas inoculadas e sadias, não diferiram entre si. A média do número de pequenas galhas (NG) nas raízes variou de 107,3 a 163,7, porém não diferiu entre os tratamentos. O índice de galhas (IG) foi de 5 para todos os casos.

A média do número de massas de ovos (NMO) foi de 48,3 (*M. javanica*) a 71,7 (*M. enterolobii*), não havendo, porém, diferença entre estes dois e os demais tratamentos com valores intermediários a esses (Tabela 4). O IMO esteve entre 3,7 e 4,16 para as espécies, conferindo reação de ligeiramente resistente (LR) a *M. enterolobii*, *M. arenaria* e *M. javanica*, e de suscetibilidade a *M. incognita*. A contagem do número de ovos nas raízes infectadas possibilitou observar que o FR dos tratamentos foi de 1,7 para *M. javanica*, 1,9 para *M. arenaria*, 2,3 para *M. incognita* e de 2,7 para *M. enterolobii*, configurando um comportamento

de suscetibilidade da planta as quatro espécies de nematoide avaliadas. Salienta-se ainda que as médias do NO e do FR não diferiram entre si.

Os tomateiros empregados como controle para a qualidade do inóculo de cada nematoide apresentaram as seguintes médias para o número de galhas: 42,7 para *M. enterolobii*, 206, 7 para *M. incognita*, 150 galhas para *M. arenaria* e 105 galhas para *M. javanica*. Apresentaram FR de 1,25, 1,18, 2,5 e 3,5 para as mesmas espécies, respectivamente, confirmando a viabilidade do inóculo.

Comparando os quatro tratamentos, quanto ao fator de reprodução, observou-se que as três espécies de pitaya apresentaram comportamento semelhante para os nematoides. (Gráfico 1). As pitayas *H. undatus* e *H. costaricensis* apresentaram FR acima de 1,0 para todos os tratamentos. Particularmente nos tratamentos com *M. incognita* e *M. enterolobii*, os valores aproximaram-se de 3,0, aparentando serem espécies mais severas com as hospedeiras que as outras duas espécies do nematoide. A *M. arenaria* aproximou-se dos valores de *M. enterolobii*, mas a *M. javanica* foi a espécie que teve menor interação com as três pitayas. A *H. megalanthus* parece ter resistido mais a infecção dos nematoides, mas particularmente a *M. javanica*.

Tabela 4. Reação de *Hylocereus costaricensis* inoculados com 5.000 ovos de *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica*, baseada no comprimento da raiz (CR), massa fresca da raiz (MR), número de galhas (NG), índice de galhas (IG), número de massas de ovos (NMO), índice de massa de ovos (IMO), número de ovos e fator de reprodução (FR).

TRAT	CR	MR	NG	IG	NMO	IMO	NO*	FR*	R ¹	R ²	R ³
<i>M. enterolobii</i>	13,8a	6,7a	163,7a	5	71,7a	4	13850a	2,7a	S	S	LR
<i>M. incognita</i>	13,8a	7,8a	157,8a	5	67,2a	4,16	11600a	2,3a	S	S	S
<i>M. arenaria</i>	16,8a	8,5a	125,7a	5	63,7a	4	9505a	1,9a	S	S	LR
<i>M. javanica</i>	16,7a	8,7a	107,3a	5	48a	3,7	866,7a	1,7a	S	S	LR
Sadia	13,7a	9,1a	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CV (%)	18,72	39,08	27,19	-	38,39	-	24	24	-	-	-

*Dados transformados em "1/(x^{1/2})"

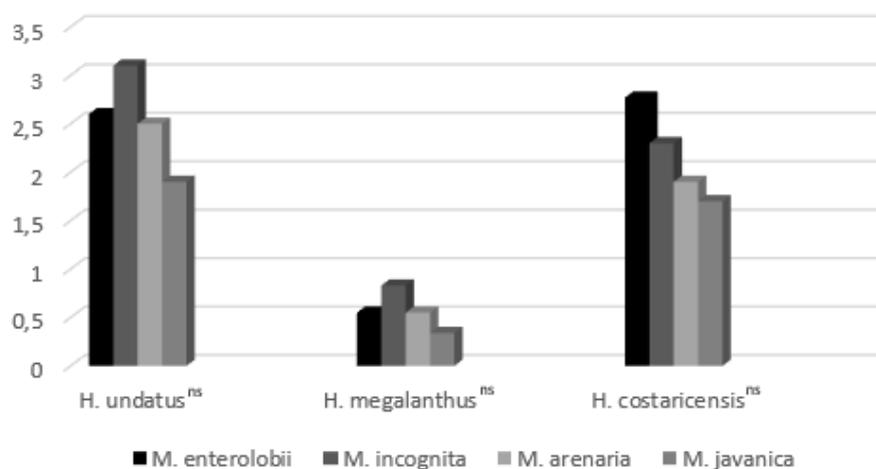
Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si na coluna (Tukey, 5% de probabilidade)

R¹: Classificação proposta por Oostenbrink (1966), onde S = suscetível; R = resistente

R²: (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), quanto ao IMO

R³: (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), quanto ao IG

Gráfico 1. Fator de reprodução de *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica* em *Hylocereus undatus*, *H. megalanthus* e *H. costaricensis* após 45 dias da inoculação.



^{ns}: Não houve diferença estatística entre as médias (Tukey, 5% de probabilidade).

Fonte: Holanda, 2020

O gênero *Meloidogyne* é considerado um dos fitonematoides mais importantes para a cultura da pitaya, conforme Rincon *et al.*, (1989) em experimento no Valle del Cauca na Colômbia com *H. megalanthus* foi constatado a média de 877 indivíduos do gênero *Meloidogyne* por grama de raiz de pitaya amarela, conferindo-lhe alta suscetibilidade a este nematoide. Outro recente levantamento na região comprovou que o gênero *Meloidogyne* demonstrou ser uns dos mais frequentes para a cultura da pitaya amarela, apresentando uma frequência de 50% de infecção das plantas nas 22 fazendas investigadas com variação de 115 a 2.642 J2 por grama de raiz seca da pitaya amarela, confirmando a alta suscetibilidade a este nematoide (GUZMÁN-PIEDRAHITA *et al.*, 2012).

Apesar da espécie *H. megalanthus* ter se mostrado moderadamente a muito resistente neste experimento, ainda assim ocorre hospedabilidade aos nematoides testados, porém em comparação com as outras espécies de pitayas avaliadas, a *H. megalanthus* apresentou resistência ao estabelecimento dos nematoides, pois conforme Moura (1997) uma hospedeira enquadrada como resistente, não é imune a penetração do nematoide. A pitaya amarela de alguma forma não favoreceu a uma elevada reprodução dos nematoides. Entretanto, a razão da resistência na pitaya amarela aos nematoides das galhas inoculados não foi investigada nesse estudo.

Salienta-se ainda que o comportamento resistente de *H. megalanthus* a *Meloidogyne* também foi observado em outras cactáceas como no estudo de hospedabilidade de palma (*Opuntia* sp.) ao *M. incognita* em que, observou-se valor de FR = 0,3 (MOREIRA *et. al.*, 2017).

Quanto as espécies de pitaya *H. undatus* e *H. megalanthus*, há escassez de estudos sobre a interação de hospedabilidade ao gênero *Meloidogyne*. Desta forma, em estudo relacionado ao ciclo de vida do nematoide *Cactodera cacti*, um dos principais nematoides de cactáceas, na comparação do fator de reprodução entre as espécies de pitaya vermelha e pitaya amarela, foi observado o maior valor de FR = 7,53 para as pitayas vermelhas, enquanto as pitayas amarelas obtiveram FR = 2,83 (CAFÉ, 2019). Esta comparação reforça a observação no presente experimento, de que as espécies de pitaya *H. costaricensis* e *H. undatus* apresentam um comportamento de maior suscetibilidade que a pitaya amarela *H. megalanthus*.

5 CONCLUSÃO

As espécies de pitaya *H. undatus* e *H. costaricensis* comportaram-se como boas hospedeiras de *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. arenaria* e *M. javanica*.

A pitaya *H. megalanthus* mostrou-se resistente às quatro espécies de nematoides das galhas estudadas.

REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G. N. Plant Pathology. 5th eds. **Department of Plant Pathology. University of Florida.** United States of America. 2005.
- ALMEIDA, M. M. M. **Doenças fúngicas em pitaya (*Hylocereus* sp.) no estado do Ceará.** Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Agronomia) - Universidade Federal do Ceará. Fortaleza, 2018.
- ALMEIDA, E.J.; SOARES, L.M.; SILVA, A.R.; SANTOS, J.M. **Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*.** Nematologia Brasileira, Piracicaba. v.32, n.3, p. 236-241. 2008.
- ANDERSON, E.F. **The cactus family.** Timber Press, Portland. p. 776, 2001.
- ANDRADE, R.A.; MARTINS, A.B.G.; SILVA, M.T.H. Influência da fonte material e do tempo de cura na propagação vegetativa da pitaya-vermelha (*Hylocereus undatus* Haw). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n.1, p.183-186, 2007.
- BARBEAU, G. La pitahaya rouge, un nouveau fruit exotique. **Fruits**, [s.l.], v. 45, p. 141-147, 1990.
- BARKER, K.R. 1993. Resistance/tolerance and related concepts/terminology in plant nematology. **Plant Disease**, p. 11-113, 1993.
- BARTHLOTT, W. **Biogeography and evolution in neo-and paleotropical Rhipsalinae.** In: Kubitzki, K (Ed.) Dispersal and Distribution. Sonderbd. naturbd. naturwiss. Ver. Hamburgo 7. Hamburgo: P.Parey, p. 242, 1983.
- BAUER, R. **A synopsis of the tribe Hylocereeae F. Buxb. Cactaceae Systematics Initiatives**, v. 17, p. 3-63, 2003.
- BELLE, C. et al. Espécies de *Meloidogyne* associadas a plantas daninhas no Rio Grande do Sul. **Planta daninha**, Viçosa, v. 37, e019214250, 2019. Disponível em http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S010083582019000100292&lng=en

&nrm=iso. Acesso em 01/01/21.

BITENCOURT, N.V.; SILVA, G.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.3, p.181-183, 2010.

BONETTI, J.I.S., FERRAZ, S. 1981. Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira** 6:553, 1981.

BRASS, F.E.B.; VERONEZZE, N.C.; PACHECO, E.; BOSQUÊ, G.G. Aspectos biológicos do *Meloidogyne* spp. relevantes à cultura do café. **Revista científica eletrônica de Agronomia**. Ano VII, n. 14, Periódicos Semestral, 2008.

BRITO et al. *Meloidogyne* spp. infectando plantas ornamentais na Flórida. **Nematropica**, v 40, p. 87-103, 2010.

CAFÉ, F. B. S. **Aspectos biológicos do nematoide do cisto das cactáceas (*Cactodera cacti*) em pitaya**. Tese de mestrado (Pós-graduação em agronomia) – Universidade Federal do Ceará. Fortaleza, 2019.

CANTERI, M. G., ALTHAUS, R. A., VIRGENS FILHO, J. S., GIGLIOTI, E. A., GODOY, C. V. SASM - Agri : Sistema para análise e separação de médias em experimentos agrícolas pelos métodos Scoft - Knott, Tukey e Duncan. **Revista Brasileira de Agrocomputação**, V.1, N.2, p.18-24. 2001.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes meloidoginose no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 30, n. 1, p. 81-86, 2006.

CARNEIRO,R.M.D.G; MARCILENE,F.A. DOS SANTOS; ALMEIDA,R.MMOTA;C.A; GOMES, M.M.C.A., MYRIAN S.T. Diversity of *Meloidogyne arenaria* using morphological, cytological and molecular approaches. **Nematology**, v.10, p. 819-834, 2008.

CASTAGNONE-SERENO, P. *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*): profile of

an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. **Nematology** 14:133-138, 2012

CHAN, H. Y. et. al. **The occurrence, identification and ecological studies of the cactus nematode from dragon fruit crops in Taiwan.** **植物醫學**, Taiwan, 58, 25-31, 2016.

CHUANG, M.F. et al. First report of stem canker disease of Pitaya (*Hylocereus undatus* and *H. polyrhizus*) Caused by *Neoscytalidium dimidiatum* in Taiwan. **Plant Disease**, [s.l.], v. 96, n. 6, p. 906, 2012.

COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. **A method for quantitative extraction of nematodes from plant tissue.** e [s.l.], p. 77, 1972.

COYNE, D.L.; KAGODA, F. & MBIRU, E. 2012. Rapid screening technique for assessing resistance to *Meloidogyne* spp. in cassava. **Nematologia mediterrânea.** p. 111-117, 2012.

DA SILVA, G.S.; SOBRINHO, C.A.; LUCENA, A. **Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí.** 2006.

DAO, D.F. **Climatic influence of temperature on distribution pattern of plant parasitic and soil inhabiting nematodes.** Medellingen van de Landbouwhogeschool, Wageningen, v.70, 187p., 1970.

DE ALMEIDA, et al. Novos Registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e Estudo Morfológico Comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira.** , v. 32, n. 3, p. 236-241, 2008. Disponível em: <<http://hdl.handle.net/11449/42698>>. Acesso em: 04/01/2021.

DE LEY, P. & BLAXTER, M. **Systematic position and phylogeny.** In: Lee, D.L. The biology of nematodes. CRC Press, Boca Raton, USA. pp.1-30, 2002.

DELGADO A.; KONDO, T.; IMBACHI, L. K.; QUINTERO, E. M.; BELLINE, M.; BURBANO, M.; MEDINA, S. J. A. Biología y algunos datos morfológicos de la mosca del botón floral de la pitaya amarilla *Dasiops saltans* (Townsend) Diptera: Lonchaeidae en el valle del Cauca, Colombia. **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle**, [s.l.], v. 11, n. 2, p. 1-10, 2010.

DEMEURE, Y. **Leus causes de la survie de certains nématodes phytoparaistes (*Scutellonema cavenessi* et *Meloidogyne* spp.) pendant la saison sèche dans le sahel sénégalais.** Thèse présentée devant l'Université Claud Bernard (Lyon I), 105p., 1978.

DONADIO, L. C. **Pitaya.** *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, v. 31, n. 3. 2009.

EISENBACK, J.D.; TRIANTAPHYLLOU, H.H. Root-knot nematode: *Meloidogyne* spp. and races. In: NICKLE, W.R (ed.). **Manual of agricultural nematology.** Marcel Dekker, Inc., New York, USA, p. 191-274, 1991.

EISENBACK, J. D., HIRSCHMANN, H., Sasser, J.N., and TRIANTAPHYLLOU, A.C. 1981. **A Guide to the Four Most Common Species of Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne* spp.), with a Pictorial Key.** North Carolina State University, Raleigh, 1981.

ESQUIVEL, P.; ARAYA QUESADA, Y. Características del fruto de la pitahaya (*Hylocereus* sp.) y su potencial de uso en la industria alimentaria. **Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos**, Valencia, v. 3, n. 1, p.113- 129, 2012.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. (Org.). Nematologia de plantas: fundamentos e importância. **Norma Editora**, Manaus, p. 251, 2016.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematóides. In: ARMANDO BERGAMIN FILHO; HIROSHI KIMATI; LILIAN AMORIM. (Org.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos.** volume 1. 3 ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v. 1, p. 168-201, 1995.

FERRAZ, L.C.C.B. & MONTEIRO, A.R. Nematoides. In: Amorim, L.; Kimati, H. & Bergamin Filho, A. (ed.). **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos.** 4ªed. Agronômica Ceres. São Paulo. p.168-199, 2011.

FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. **Introdução à Nematologia.** 1ª ed. (2ª reimpressão) Viçosa. Editora UFV, v. 1. 84 p. (Cadernos Didáticos – 58), 2004.

GUZMÁN-PIEDRAHITA et al., Principales nemátodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. **Revista Agronomía** 20, nº 1, p. 38-50, 2012

GIBSON, A. & NOBEL, P. **The cactus primer**. Harvard University Press, Cambridge, 1986.

GONZÁLEZ, C. S. et al. Caracterización molecular de *Fusarium* asociado a pudrición basal del fruto en Pitahaya (*Selenicereus megalanthus*). **Agronomía Mesoamericana**, [s.l.], v. 27, n. 2, p. 277-285, 2016.

HAWA MASRATUL M, SALLEH B, LATIFFAH Z. Characterization and intraspecific variation of *Fusarium semitectum* (Berkeley and Ravenel) associated with red-fleshed dragon fruit (*Hylocereus polyrhizus* [Weber] Britton and Rose) in Malaysia. **African Journal of Biotechnology** 9, 273–284, 2010.

HERNÁNDEZ CRISANTO, M. **Caracterización y clasificación morfológica de pitahaya roja (*Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose) en dos plantaciones comerciales del estado de Yucatán**. Tese (Carrera de Ingeniero Agrónomo con orientación en Fitotecnia). 2006. 92 f. Instituto tecnológico del Altiplano de Tlaxcala, Tlaxcala, México, 2006.

HUNT, D. J.; HANDOO, Z. A. Taxonomy, identification and principal species. In: **Root-knot Nematodes**. PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (eds.). CABI International, Cambridge, MA, USA: 1-17, 2009.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Resultados do Censo Agropecuário**, 2017. Disponível em: <https://censos.ibge.gov.br/agro/2017/>. Acesso em: 19/11/2020.

JIANG, Y. L.; LIAO, Y. Y.; LIN, T. S.; LEE, C. L.; YEN, C. R.; YANG, W. J. **The photoperiod regulated bud formation of red pitaya (*Hylocereus* sp.)**. Hortscience, Alexandria, v. 47, n. 8, p. 1063-1037, 2012.

JONES, J.T.; HAEGEMAN, A.; DANCHIN E.G.J.; GAUR, H.S.; HELDER, J.; JONES, M.G.K.; KIKUCHI, T.; MANZANILLA-LOPEZ, R.; PALOMARES-RIUS, J.E.; WESEMAEL, W.M.L. & PERRY, R.N. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, p. 946-961, 2013.

JUNG, C. & WYSS, U. New approaches to control plant parasitic nematodes. **Appl. Microbial Biotechnology**, p. 439-446, 1999.

KARSEN, G.; MOENS, M. Root knot-Nematodes. In: PERRY, R.N.; MOENS, M. (Eds) **Plant Nematology**, Cambridge, USA, CABI North American, p.60-88, 2006.

LE BELLEC, F.; VAILLANT, F.; INBERT, E. Pitahaya (*Hylocereus* spp.): a new crop, a market with a future. **Fruits**, Paris, v. 61, n. 4, p. 237-250, 2006. Disponível em:<http://dx.doi.org/10.1051/fruits:2006021>. Acesso em: 12/09/2020.

LIMA, I.M.; DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. **Nematologia Brasileira**, v.27, n.2, p.257-258. 2003.

LOPES, C.A.; SANTOS, J.R.M. **Doenças do tomateiro**. Embrapa, Centro Nacional de Pesquisa de Hortaliças. Brasília, 67p., 1994.

LORDELLO, A. I. L.; LORDELLO, R. R. A.; QUAGGIO, J. A. Ocorrência do nematóide de cisto da soja (*Heterodera glycines*) no Brasil. **Revista de Agricultura**, [s.l.], v. 67, n. 3, p. 223-225, 1992.

LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture**. 2.ed. CAB International. Wallingford, 917p, 2005.

MANZANILLA-LÓPEZ, R.H.; EVANS, K.; BRIDGE, J. Plant Diseases Caused by Nematodes. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y.; DICKSON, D.W. **Nematology: Advances and perspectives**. Vol 2. CABI International, Cambridge, MA 02139, USA, 2004.

MASYAHIT, M et al. The first reports of occurrence of anthracnose disease caused by *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Penz & Sacc. on dragon fruit (*Hylocereus* spp) in Peninsular Malaysia. **American Journal of Applied Sciences**. v 6, n 5, p 902-012, 2009a.

MASYAHIT, M. et al. First report on bacterial soft rot disease on dragon fruit (*Hylocereus* spp.) caused by *Enterobacter cloacae* in peninsular Malaysia. **Int. J. Agric. Biol**, [s.l.], v. 11, p. 659-666, 2009b.

MICHEREFF, S.J. **Fundamentos de fitopatologia**. Recife, Universidade Federal Rural de Pernambuco, p. 134-145, 2001.

MONTEIRO et. al.,. **Diversidade de populações brasileiras de *Meloidogyne* spp.: marcadores enzimáticos e moleculares, sinonimização e caracterização de espécies válidas.** 2Fitopatologia UNB, 2019

MOREIRA et al. Hospedabilidade de plantas ornamentais e medicinais ao nematoide das galhas (*Meloidogyne incognita*) raça 2. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, 2017.

MOREIRA, R. A. et. al. Cultivo da pitaya: implantação. **Boletim Técnico-nº. 92 [s.l.]**, v. 92, p. 1-16, 2012b.

MOREIRA, R. A.; RAMOS, J. D.; ARAÚJO, N. A.; MARQUES, V. B.; MELO, P. C. Produtividade e teores de nutrientes em cladódios de pitaya vermelha utilizando-se adubação orgânica e granulado bioclástico. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.7, suppl., p.714-719, 2012a.

MOURA, R. M. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte I. In: **Revisão Anual de Proteção de Plantas.** v. 4, p. 209-245. 1996.

MOURA, R.M. O Gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte II. In: LUZ, W.C.; FERNANDES, J.M.; PRESTES, A.M.; PICININI, E.C. **Revisão Anual de Patologia de Plantas.** (Ed.). Passo Fundo: RAPP, v. 5, cap. 8, p. 281-315, 1997.

N'GUYEN, V. K. **Floral induction study of dragon fruit crop (*Hylocereus undatus*) by using chemicals.** Vietnam: University of Agriculture and Forestry, Hue University, p. 54, 1996.

NASCIMENTO. et. al. Primeiro relato de *Meloidogyne javanica* infectando *Hylocereus megalanthus* no Brasil. **The American Phytopathological Society (APS)**, 2020. Disponível: <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-20-0437-PDN>. Acesso em: 15/11/2020.

NERD, A.; SITRIT, Y.; KAUSHIK, R. A.; MIZRAHI, Y. High Summer temperatures inhibit flowering in vine pitaya crops (*Hylocereus* spp.). **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 96, p. 323-350, 2002. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/S0304-4238\(02\)00093-6](http://dx.doi.org/10.1016/S0304-4238(02)00093-6)>. Acesso em: 21/12/2020.

NUNES, E. N.; SOUZA, A. S. B.; LUCENA, C. M.; SILVA, S. M.; LUCENA, R. F. P.; ALVES, C. A. B.; ALVES, R. E. Pitaya (*Hylocereus* sp.): uma revisão para o Brasil. **Gaia Scientia**, v. 8, p. 90-98, 2014.

OOSTENBRINK, M. 1966. **Major characteristics of the relation between nematodes and plants**. Mendelingen Landbouwhoghe school Wageningen 6:1-46, 1966.

PAES, V. S.; SOARES, P.L.M.; MURAKAMI, D. M.; SANTOS, J.M. S. BARBOSA, B.F.F.; NEVES, S.S. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* em muricizeiro (*Byrsonima cydoniifolia*). **Tropical Plant Pathology**, v.37, n.3, p. 215-219. 2012.

PERWEEN, T.; MANDAL, K.; HASAN, M.; Dragon fruit: An exotic super future fruit of India. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**. v.7, n.2, p. 1022-1026, 2018. Disponível em: <http://www.phytojournal.com/archives/2018/vol7issue2/PartO/7-1-435-453.pdf>. Acesso em: 04/01/2021.

PHILBRICK et al., *Meloidogyne enterolobii*, a Major Threat to Tomato Production: Current Status and Future Prospects for Its Management. **Frontiers in Plant Science**. 11. 10.3389/fpls.2020.606395, 2020.

PIEDRAHITA, Ó. A. G.; PÉREZ, L.; PATIÑO, A. Reconocimiento de nematodos fitoparásitos en pitahaya amarilla (*Selenicereus megalanthus* HAW.). **Centro de Museos Museo de Historia Natural, Manizales**, v. 2, n. 16, p.149-161, 2012.

PONTE, J.J.; HOLANDA, Y.C.A.; ARAGÃO, M.L. Adendo ao Catálogo de Plantas Hospedeiras de *Meloidogyne* no Brasil. **Nematologia Brasileira**, v.20, n.1, p.73-81. 1996.

POWO (2019). **Plants of the World Online**. Facilitado pelo Royal Botanic Gardens, Kew. Disponível em: <http://www.plantsoftheworldonline.org/>. Acesso em : 04/04/2021.

RAVEH, E.; NERD, A.; MIZRAHI, Y. Responses of two hemiepiphytic fruit crop cacti to different degrees of shade. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 73, p. 151– 164, 1998.

RINCON, A.; CASTANO, S. & VARON F. Reconocimiento y evaluacion del dano de nematodos asociados con Pitahaya *Acanthocereus* pitahaya. **ASCOLFI Informa** 15(5), p. 46-

48, 1989.

RODRÍGUEZ CANTO, A. **Pitahayas: Estado mundial de su cultivo y comercialización.** Maxcanú, Yucatán, México. **Fundación Yucatán Produce, AC.** Universidade Autônoma Chapingo, p. 153, 2000.

RODRÍGUEZ, M.G.; GÓMEZ, L.; PETEIRA, B. *Meloidogyne mayaguensis* Rammah y Hirschmann, plaga emergente para la agricultura tropical y subtropical. **Revista de Protección Vegetal**, v. 22, n. 3, p. 183-198, 2007.

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 4, p. 826-835, 2015.

SASSER, J. N.; CARTER, C. C. (Eds.) **Advanced Treatise on Meloidogyne.** v.1. Raleigh: North Carolina State Graphics, p. 113-126, 1985.

SCHMITT *et al.* Detecção de *Meloidogyne arenaria* em pepino no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Austr Plant Dis Notes**, 2018.

SILVA, A. C. C.; MARTINS, A. B. G.; CAVALLARI, L. L. Qualidade de frutos de pitaya em função da época de polinização, da fonte de pólen e da coloração da cobertura. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, p. 1162-1168, 2011. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-29452011000400014>. Acesso em: 19/11/2020

SILVA, M. do C.L. da; SANTOS, C.D.G.; SILVA, G.S. da. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.47, n.4, p.710-719, 2016.

TAIZ, L., ZEIGER, E., MOLLER, I. M., & MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal** (6 ed). Artmed, Porto Alegre, p. 228-230, 2017.

SOUZA, M.R.; NOGUEIRA, M.S.; LIMA, I.M.; MELARATO, M.; DOLINSK, C.M. Manejo do nematóide das galhas da goiabeira em São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros.

Nematologia Brasileira, v.30, n.2 p.165-169. 2006.

TAYLOR, A. L., and SASSER, J. N. **Biology, Identification and Control of RootKnot Nematodes (Meloidogyne species)**. North Carolina State University Graphics, Raleigh, 1978.

TAYLOR, N. Cactaceae. In: Oldfield, S. (ed.). **Cactus and succulent plants: status survey and conservation action plan**. IUCN, Gland, Cambridge. Pp. 17-20, 1997.

TENENTE, R.C.V.; GONZAGA, V.; MELO, L.A.M.P.; MUNHOZ TENENTE, S.M. **Bibliografia brasileira de nematoides**. v.2. Brasília: EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia, 400 p. 2002. (Documento 76).

TIHOHOD, D. Nematologia agrícola aplicada. **Funep**, São Paulo, p. 372, 1993.

TIHOHOD, D. **Guia prático para a identificação de fitonematoides**. Jaboticabal: FCAV, FAPESP, p. 246, 1997.

TRUDGILL, D.L. Resistance to and tolerance of plant parasitic nematodes in plants. **Annual Review of Phytopatology** 29:167-192, 1991.

VALENCIA-BOTÍN, A. J.; LIVERA-MUÑOZ, M.; SANDOVAL-ISLAS, J. S. Caracterización de una cepa de *Fusicoccum* sp. anamorfo de *Botryosphaeria dothidea* Moug.: Fr (Ces. and De Not.) aislada de pitahaya [*Hylocereus undatus* (Haw.) Britton y Rose] Cactaceae. **Revista Mexicana de Fitopatología**, [s.l.], v. 23, p. 157-161, 2004.

WALACE, R. S.; GIBSON, A. C. Evolution and systematics. In: NOBEL, P S. **Cacti: Biology and uses**. University of California Press, Berkeley, London, p. 1-21. 2002.

YANG B.; EISENBACK JD. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing pacara earpode tree in China. **Journal of Nematology**. v. 15, n.1, p. 381-391. 1983.

ZAPPI, D.; TAYLOR, N.P, 2020. **Cactaceae in Flora do Brasil 2020**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB70>>. Acesso em: 08 abr. 2021.

ZEE, F.; YEN, C. R.; NISHINA, M. Pitaya (Dragon Fruit, Strawberry Pear). **Fruits and Nuts, Cooperative Extension Service, College of Tropical Agriculture and Human Resources, (CTAHR), University of Hawaii, v. 3, p. 1-3, 2004.**