



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

RHANNALDY BENÍCIO REBOUÇAS

***Cactodera cacti* (NEMATODA: HETERODERIDAE): OCORRÊNCIA NATURAL EM
MANDACARU (*Cereus jamacaru* DC.) NO CEARÁ E INVESTIGAÇÃO DE
HOSPEDEIRAS EM CACTÁCEAS E HORTALIÇAS**

FORTALEZA

2017

RHANNALDY BENÍCIO REBOUÇAS

Cactodera cacti (NEMATODA: HETERODERIDAE): OCORRÊNCIA NATURAL EM
MANDACARU (*Cereus jamacaru* DC.) NO CEARÁ E INVESTIGAÇÃO DE
HOSPEDEIRAS EM CACTÁCEAS E HORTALIÇAS

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. D.Sc Carmem Dolores Gonzaga dos Santos

FORTALEZA

2017

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)

R242c Rebouças, Rhannaldy Benício.

Cactodera cacti (Nematoda: Heteroderidae) : ocorrência natural em mandacaru (Cereus jamacaru DC.) no Ceará e investigação de hospedeiras em cactáceas e hortaliças / Rhannaldy Benício Rebouças. – 2017.

68 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2017.

Orientação: Profa. Dra. Carmem Dolores Gonzaga dos Santos.

1. Heteroderídeo de cactáceas. 2. Fitonematoide. 3. Ocorrência natural. I. Título.

CDD 630

RHANNALDY BENÍCIO REBOUÇAS

Cactodera cacti (NEMATODA: HETERODERIDAE): OCORRÊNCIA NATURAL EM
MANDACARU (*Cereus jamacaru* DC.) NO CEARÁ E INVESTIGAÇÃO DE
HOSPEDEIRAS EM CACTÁCEAS E HORTALIÇAS

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.

Área de concentração: Fitossanidade, Nematologia.

Aprovada em: ___/___/_____.

BANCA EXAMINADORA

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

Prof. Dr. Cristiano Souza Lima
Universidade Federal do Ceará (UFC)

MSc. Francisco Leandro de Paula Neto
Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento - MAPA

A Deus por todas as coisas que tem
feito em minha vida.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a DEUS pelo dom da vida e por ter me dado saúde e força para superar as dificuldades.

Ao meu pai Francisco Rebouças e à minha mãe Marlene Benício, pelo amor incondicional, amizade, conselhos e total apoio em todas as decisões e momentos da minha vida.

À Universidade Federal do Ceará que por meio dos professores do curso de Agronomia obtive a formação acadêmica de qualidade.

À Universidade Federal Rural da Amazônia onde tive o prazer de conhecer a Agronomia pela primeira vez.

Ao Prof^a. Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos, pela excelente orientação, incentivo, dedicação, paciência, amizade nesses semestres em que estive na Fitopatologia.

Aos participantes da banca examinadora Prof. Dr. Cristiano Souza Lima (UFC) e MSc. Francisco Leandro de Paula Neto (MAPA) pelo tempo dedicado, pelas valiosas colaborações e sugestões.

Ao meu irmão Rebyson Rebouças e minha irmã Rhayra Rebouças pelo companheirismo e amizade.

À minha namorada, Monalisa Secundino, por me fazer uma pessoa muito mais paciente, pelo amor, carinho, conselhos e força dados desde que a conheci, nessa jornada que está apenas começando. Te amo.

Aos amigos que fiz no Laboratório de Fitopatologia, Bruno, Isabelle, Kelly, Laianny, Lainara, Lucas Letícia, Natália, Maciel e Vitor pelas contribuições na minha formação profissional.

Às instituições e setores que tive o prazer de colaborar e aprender: EMBRAPA – Amazônia Oriental na orientação da Dr^a Márcia Mascarenhas Grise, Núcleo de Ensino e Estudo em Forragicultura, NEEF, sob a orientação do Prof. Magno José Duarte Cândido, junto à Monitoria de Fitopatologia II Agronomia/UFC, na orientação da Prof^a Carmem Dolores Gonzaga Santos.

Aos irmãos feitos na UFRA, Gustavo Seribeli, Daniel Silva, Lennon Chelton, Leonardo Salbego e Danillo Coelho pelo aprendizado, conselhos e conversas descontraídas.

A todos os integrantes do D.I.V.A., pelas amizades que fiz, bate-papo e pelos momentos de extroversão.

A todos profissionais e amigos, que direta ou indiretamente contribuíram para minha formação pessoal e profissional.

Meu muito obrigado!!

“Mandacaru quando "fulora" na seca. É o
sinal que a chuva chega no sertão”...

Luiz Gonzaga, Rei do Baião

RESUMO

Em julho de 2016, o nematoide heteroderídeo *Cactodera cacti* foi encontrado naturalmente associado à raízes de plantas adultas de mandacaru (*Cereus jamacaru* D.C.) em área de cultivo, predominantemente, de hortaliças em Fortaleza-CE. A identificação do nematoide foi realizada por meio de estudos morfológicos e moleculares junto à Agrônômica - Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário e Consultoria (Porto Alegre-RS). Este trabalho apresenta o primeiro relato de *C. cacti* no estado do Ceará, Brasil, e inclui informações obtidas dos estudos iniciais com o referido patógeno. Considerando a importância mundial desse fitonematoide para as cactáceas e da ameaça que esse patógeno pode representar para as espécies comercialmente exploradas no estado, procedeu-se a uma investigação de suas hospedeiras incluindo cactáceas ornamentais, forrageiras e frutíferas, além de soja e hortaliças. Como inóculo do nematoide, foram empregados ovos obtidos de cistos do *C. cacti* provenientes de raízes de mandacaru e de solo infestado. Alíquotas da suspensão contendo de 1.800 a 3.200 ovos foram inoculados em solo com mudas das cactáceas ornamentais *Echinopsis multiplex*, *Nopalea cochenillifera*, *Mammillaria prolifera*, *Cereus jamacaru*, da cactácea frutífera pitaia (*Hylocereus undatus*), da palma forrageira (*Opuntia ficus-indica*), como também de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) 'Santa Cruz', coentro (*Coriandrum sativum* L.) 'Verdão', pimentão (*Capsicum annuum* L.) 'All Big', rúcula (*Eruca sativa* Miller) 'Antonela', berinjela (*Solanum melongena* L.) 'Roxa', pepino (*Cucumis sativus* L.) 'Verde Comprido', repolho (*Brassica capitata* L.) 'Chato de Quintal', couve (*Brassica oleracea* L.) 'Manteiga da Geórgia' e soja (*Glycines max* (L.) Merrill) 'NS7209', em casa de vegetação ($31 \pm 3^{\circ}\text{C}$). As hortaliças e a soja foram incluídas no ensaio pelo motivo do fitonematoide ter sido encontrado nas proximidades de canteiros de plantas olerícolas. Depois de 40 a 60 dias, as plantas foram retiradas dos vasos e as raízes analisadas em microscópio estereoscópico. O exame revelou o parasitismo do nematoide nas espécies *E. multiplex*, *M. prolifera*, *N. cochenillifera*, mandacaru, pitaia e palma forrageira, uma vez que a presença de fêmeas e de cistos foi constatada no sistema radicular de todas elas. Não foi observada infecção nas raízes das hortaliças e soja testadas. Concluiu-se, pelos resultados, que *C. cacti* parasita, preferencialmente, plantas da família Cactaceae, podendo vir a constituir risco à produção de cactáceas no estado do Ceará.

Palavras-chave: Heterocerídeo de cactáceas. Fitonematoide. Ocorrência natural.

ABSTRACT

In July 2016, the nematode *Cactodera cacti* was found naturally associated with the roots of adult plants of *Cereus jamacaru* D.C., known locally as mandacaru, in a predominantly vegetable-growing area of Fortaleza-CE. This study represents the first report of this nematode in the State of Ceará, Brazil, and describes initial studies with the pathogen. The identification of this nematode was realized through morphological and molecular studies at the Agronômica Consulting Laboratory for Phytosanitary Diagnosis (Porto Alegre-RS). Considering the global importance of this phytonematode to cactaceae, and the threat that the pathogen may pose to commercially important species in the state, an investigation was carried out of its hosts, including ornamental, forage and fruit cacti, as well as soybean and vegetables. Eggs taken from cysts of *C. cacti* in roots of the mandacaru and from infested soil were used as the nematode inoculum. Aliquots of the suspension containing from 1,800 to 3,200 eggs were inoculated into soil with seedlings of the ornamental cacti *Echinopsis multiplex*, *Nopalea cochenillifera*, *Mammillaria prolifera*, and *Cereus jamacaru*; of the fruit cactus (*Hylocereus undatus*), and forage palm (*Opuntia ficus-indica*); as well as the tomato (*Solanum lycopersicum* L.) 'Santa Cruz', coriander (*Coriandrum sativum* L.) 'Verdão', the pepper (*Capsicum annum* L.) 'All Big', Arugula (*Euca sativa* Miller) 'Antonela', eggplant (*Solanum melogena* L.) 'Roxa', cucumber (*Cucumis sativus* L.) 'Verde Comprido', cabbage (*Brassica capitata* L.) 'Chato de Quintal', kale (*Brassica oleracea* L.) 'Georgia Butter' and the soybean (*Glycines max* (L.) Merrill) 'NS7209', in greenhouse ($31 \pm 3^{\circ}\text{C}$). The vegetables and soybean were included in the trial as the phytonematode had been found in the vicinity of vegetable crops. After 40 to 60 days, the plants were removed from the pots, and the roots analysed with a stereo microscope. The examination revealed nematode parasitism in *E. multiplex*, *M. prolifera*, *N. cochenillifera*, *mandacaru*, pitaia and forage palm, as the presence of females and cysts was found in the root system of all the above plants. No infection was seen in the roots of the vegetables or soybean under test. It was concluded from the results that *C. cacti*, preferably infests plants of family Cactaceae, and could become a risk to the production of Cactaceae in the state of Ceará.

Keywords: Cactus cyst nematode. Phytonematode. Natural occurrence.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	–Exemplificação das quatro subfamílias de Cactaceae.....	17
Figura 2	–Mapa esquemático de representações dos biomas brasileiros.....	18
Figura 3	–Exemplificação de árvore de mandacaru no Nordeste.....	22
Figura 4	–Exemplificação de cultivo de palma forrageira.....	26
Figura 5	–Exemplificação de cultivo de pitaia tutorada.....	29
Figura 6	–Ciclo de vida de <i>Cactodera cacti</i>	38
Figura 7	–Mandacaru naturalmente infectado com <i>Cactodera cacti</i> no Campus de Píci. Setas apontam para as raízes superficiais coletadas.....	41
Figura 8	– <i>Cactodera cacti</i> : Fêmea (A); Detalhe de cisto incrustado em raiz de mandacaru (B); Cistos contendo ovos (C); Numerosos cistos obtidos do solo (D).....	42
Figura 9	–Cistos de <i>Cactodera cacti</i> retido nas peneiras de 40 mesh (A) e na peneira de 100 mesh (B).....	44
Figura 10	–Placa com cistos de <i>Cactodera cacti</i> (A). Ponteira usada na coleta de cistos (B).....	45
Figura 11	–Cactáceas ornamentais inoculadas com <i>Cactodera cacti</i> no primeiro ensaio.....	47
Figura 12	–Plantas inoculadas com <i>Cactodera cacti</i> : Pepino (A); Pimentão (B); Coentro (C); Berinjela (D); Tomate (E); Pitaia (F); Couve (G); Soja (H); Rúcula (I); Repolho (J).....	50
Figura 13	–Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>) ‘Santa Cruz’ sendo inoculada com 3.200 ovos de <i>Cactodera cacti</i>	51
Figura 14	–Plantas de <i>Echinopsis multiplex</i> (A), <i>Opuntia cochenillifera</i> (B), <i>Mammillaria prolifera</i> (C) e <i>Cereus jamacaru</i> (D) inoculadas com <i>Cactodera cacti</i> . No detalhe, raízes com cistos do nematoide.....	53
Figura 15	–Sistema radicular de palma (A) e pitaia (B) após lavagem.....	54

Figura 16 –Fêmeas de <i>Cactodera cacti</i> obtidas de raízes de pitaia (A) e cistos jovens e maduros retirados de raízes de palma (B).....	54
Figura 17 –Cisto de <i>Cactodera cacti</i> retirado do sistema radicular de pitaia após ser pressionado expondo ovos e juvenis de segundo estágio vivos (A); Detalhe de juvenil de segundo estágio (B).....	55
Figura 18 –Cisto jovem de <i>Cactodera cacti</i> retirado do sistema radicular de palma com ovos no seu interior.....	55

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 –Hospedabilidade de diferentes famílias botânicas à *Cactodera cacti*. 56

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	14
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	16
2.1	Cactáceas.....	16
2.2	Mandacaru.....	21
2.2.1	<i>Principais pragas e doenças associados ao mandacaru.....</i>	23
2.3	Palma forrageira.....	24
2.3.1	<i>Principais pragas e doenças da palma forrageira.....</i>	27
2.4	Pitaia.....	28
2.4.1	<i>Principais pragas e doenças da pitaia.....</i>	31
2.5	Cactos ornamentais.....	32
2.5.1	<i>Principais pragas e doenças de cactos ornamentais.....</i>	33
2.6	Fitonematoides.....	34
2.7	Nematoides formadores de cistos.....	35
2.7.1	<i>Gênero Cactodera.....</i>	36
2.7.1.1	<i>Classificação taxonômica.....</i>	37
2.7.1.2	<i>Ciclo de vida.....</i>	37
3	MATERIAIS E MÉTODOS.....	40
3.1	Histórico do nematoide no Ceará.....	40
3.2	Método de extração de cistos empregado para heteroderídeo.....	43
3.3	Método adaptado de Shepherd para extração de cistos de <i>Cactodera</i> do solo.....	44
3.3.1	<i>Obtenção de ovos de Cactodera cacti para inoculação no primeiro ensaio..</i>	45
3.3.1.1	<i>Inoculação no primeiro ensaio.....</i>	46
3.3.2	<i>Obtenção de ovos de Cactodera cacti para inoculação no segundo ensaio.....</i>	47
3.3.2.1	<i>Inoculação no segundo ensaio.....</i>	48
3.3.3	<i>Obtenção de cistos e ovos de Cactodera cacti para inoculação no terceiro ensaio.....</i>	49
3.3.3.1	<i>Inoculação no terceiro ensaio.....</i>	49
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	52

4.1	Resultados do primeiro ensaio.....	52
4.2	Resultados do segundo ensaio.....	53
4.3	Resultados do terceiro ensaio.....	56
5	CONCLUSÃO.....	57
	REFERÊNCIAS.....	58

1 INTRODUÇÃO

A família Cactaceae Juss. tem seu centro de origem localizado nas Américas e possui numerosas espécies de cactos dentre arbustos, subarbustos, árvores, ervas e lianas, distribuídas em todo o mundo (THE PLANT, 2013). No Brasil há pelo menos 37 gêneros nativos com 330 espécies distribuídas nas cinco regiões geográficas. A maior diversidade de cactáceas encontra-se na região Nordeste com destaque para os gêneros *Cereus*, *Opuntia* e *Pilosocereus* (SALES *et. al.*, 2014). A exploração de cactáceas como alternativa alimentar vem se intensificando no Brasil e em vários países da América Latina e já são muitos os apreciadores da culinária exótica (SILVA *et. al.*, 2015).

O mandacaru (*Cereus jamacaru* D.C.) se destaca como uma das espécies mais abundantes na Caatinga. Possui grande importância medicinal, econômica e ambiental para a população nordestina. Tem sido empregada na construção civil, no tratamento de doenças, como forrageira e como planta ornamental (BRAGA, 1976; SALES *et. al.*, 2014).

As palmas (*Opuntia ficus-indica* Mill e *Nopalea cochenillifera* Salm Dyck) são plantas bastante adaptadas às condições climáticas do semiárido e nos últimos anos houve um aumento significativo no seu cultivo no Nordeste. Além da utilização para alimentação animal, a palma também é largamente utilizada na alimentação humana, cerca viva e em ornamentações de jardins (BARBERA, 1995).

A pitaia (*Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose, também conhecida como "fruta-do-dragão", vem sendo avaliada como uma novidade promissora para a fruticultura brasileira, em razão do sabor doce e suave de seus frutos. Na região Nordeste, a pitaia tem se destacado na Chapada do Apodí, nos municípios de Limoeiro do Norte e Quixeré-CE com produção comercializada, principalmente, em mercados de Fortaleza. A pitaia pode ser utilizada tanto na alimentação humana quanto na alimentação animal, como forragem (SFAGRO, 2017; SILVA, 2014).

Há alguns anos o cultivo de cactos ornamentais têm se popularizado em razão da grande variedade de formas e colorações, atraindo a atenção de numerosos colecionadores de plantas e gerando emprego (TAKANE, 2009).

Dentre os problemas fitossanitários nas cactáceas, estão aqueles provocados por fitonematoides, os quais afetam o sistema radicular dessas plantas comprometendo o seu desenvolvimento (OLIVEIRA *et.al.*, 2007).

As espécies de nematoides formadores de cistos (Heteroderidae, Heteroderinae) do gênero *Cactodera* Krall e Krall, 1978, tem sido as mais comumente associadas às cactáceas em todo o mundo. Das 15 espécies descritas, a *C. cacti* tem se destacado por afetar elevado número de plantas de diversos gêneros da família Cactaceae (NEMABASE, 2016). Em mandacaru, o nematoide foi relatado pela primeira vez em 2011, ocorrendo em plantas cultivadas na China provocando sintomas de amarelecimento e murcha (DUAN; WANG; CHEN, 2012). Esse nematoide também tem sido encontrado afetando a palma e a pitaia em vários países, tornando-se importantes nessas culturas uma vez que as mesmas são cultivadas mais intensamente em várias regiões (PIEDRAHITA; PÉREZ; PATIÑO, 2012; PEREZ; VELEZ; ZERMENO, 2015).

No Brasil, os heteroderídeos mais comuns são *Heretodera glycines* e *H. fici*, uma vez que causam sérios prejuízos nas culturas da soja e figueira, respectivamente (FERRAZ; MONTERIO, 2011).

A espécie *C. cacti* foi relatada no Brasil parasitando algumas cactáceas ornamentais (SANTOS; PREZOTTO; MAIA, 2001) no ano de 2001, e depois na cactácea ornamental Flor de maio (*Schlumbergera* sp.) em 2007 (OLIVEIRA *et. al.* 2007), ambos os casos afetando o desenvolvimento das plantas envasadas e ocorrendo apenas em São Paulo.

Em julho de 2016, o *C. cacti* foi encontrado naturalmente associado a raízes de plantas adultas de mandacaru em áreas de exploração de hortaliças em Fortaleza-CE. Este é o primeiro relato do nematoide no Ceará e os estudos iniciais com o patógeno estão expostos no presente trabalho.

Desta forma, considerando a importância mundial desse fitonematoide para as cactáceas e da ameaça que esse patógeno pode representar para as espécies comercialmente exploradas no estado, tornou-se objetivo deste trabalho investigar o potencial de parasitismo de *C. cacti* em cactáceas ornamentais, forrageiras e frutíferas, bem como em plantas de outras famílias botânicas.

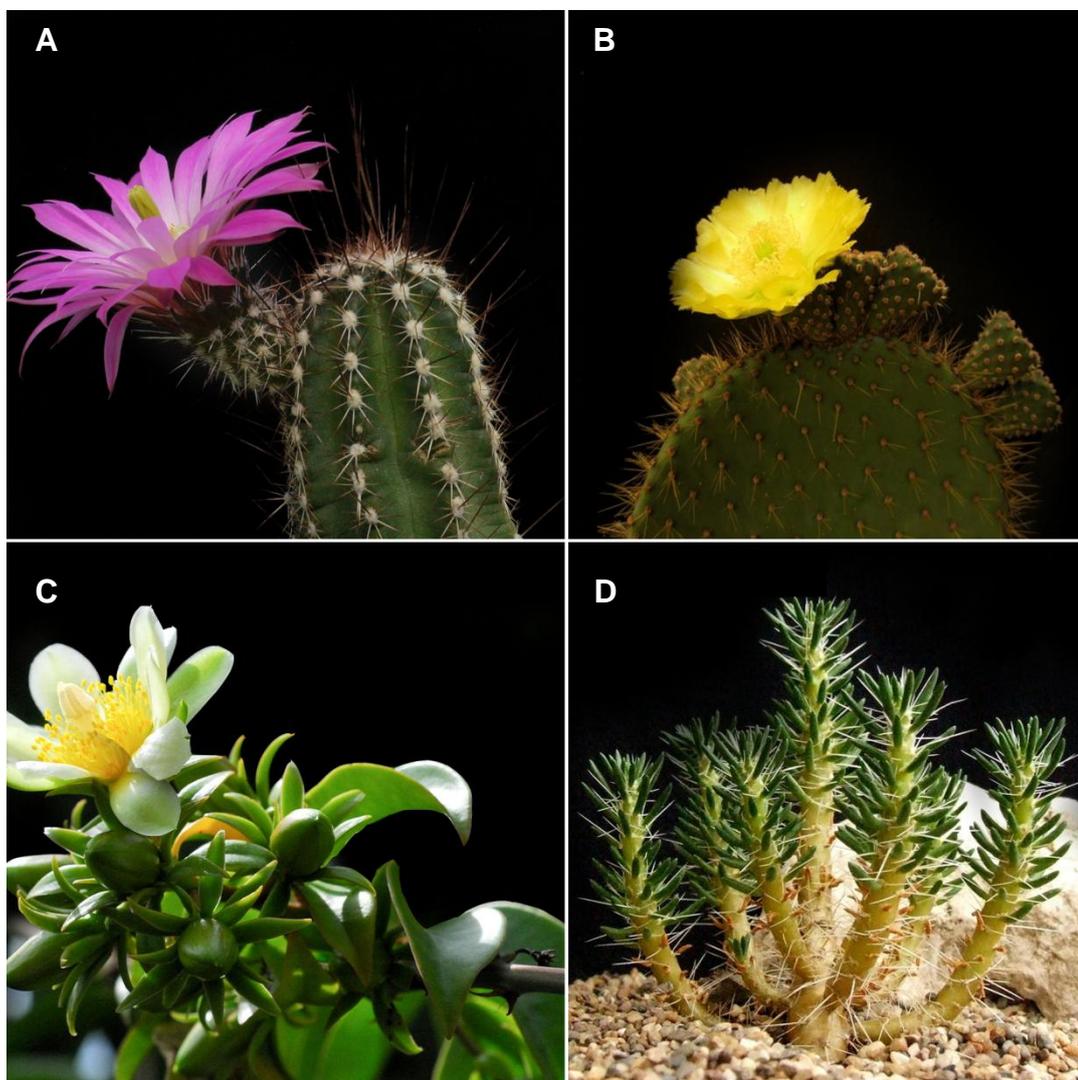
2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Cactáceas

A família Cactaceae Juss. possui 176 gêneros e pelo menos 2.233 espécies de cactos dentre arbustos, subarbustos, árvores, ervas e lianas, distribuídas em todo o mundo (THE PLANT, 2013). Essa família tem seu centro de origem localizado nas Américas, podendo os cactos, serem encontrados do norte do Canadá até a Patagônia na Argentina (ALENCAR, 2009). O continente americano possui quatro centros de diversidade dessa família. O primeiro centro é compreendido pelos países do México e Estados Unidos, os mais expressivos, o segundo maior é localizado na região andina que compreendo os países Peru e Bolívia. O terceiro maior centro de diversidade é localizado no Brasil, particularmente no leste (florestas, restingas, caatinga, cerrado e campos rupestres) e finalmente o quarto que inclui o Paraguai, Uruguai, Argentina e regiões centro-oeste e sul do Brasil (ZAPPI; TAYLOR; LAROCCA, 2011; TAYLOR, 1997). No Brasil, o maior centro de dispersão das cactáceas está localizado na Bahia. Apesar das cactáceas serem cultivadas em todo mundo, sua predominância está em regiões que apresentam climas semiáridos e áridos, onde o déficit hídrico e altas temperaturas estão presentes (TAKANE; PIVETTA; YANAGISAWA, 2009).

A família Cactaceae, pertencente à ordem Caryophyllales, está dividida em quatro subfamílias: Cactoideae (a de maior número de espécies), Pereskioideae, Opuntioideae e Maihuenioideae, sendo que no Brasil ocorrem somente as três primeiras (Figura 1) (WALLACE, 1995; WALLACE; GILSON, 2002).

Figura 1: Exemplificação das quatro subfamílias de Cactaceae: A) Cactoideae; B) Opuntioideae; C) Pereskioideae e D) Maihuenioideae.

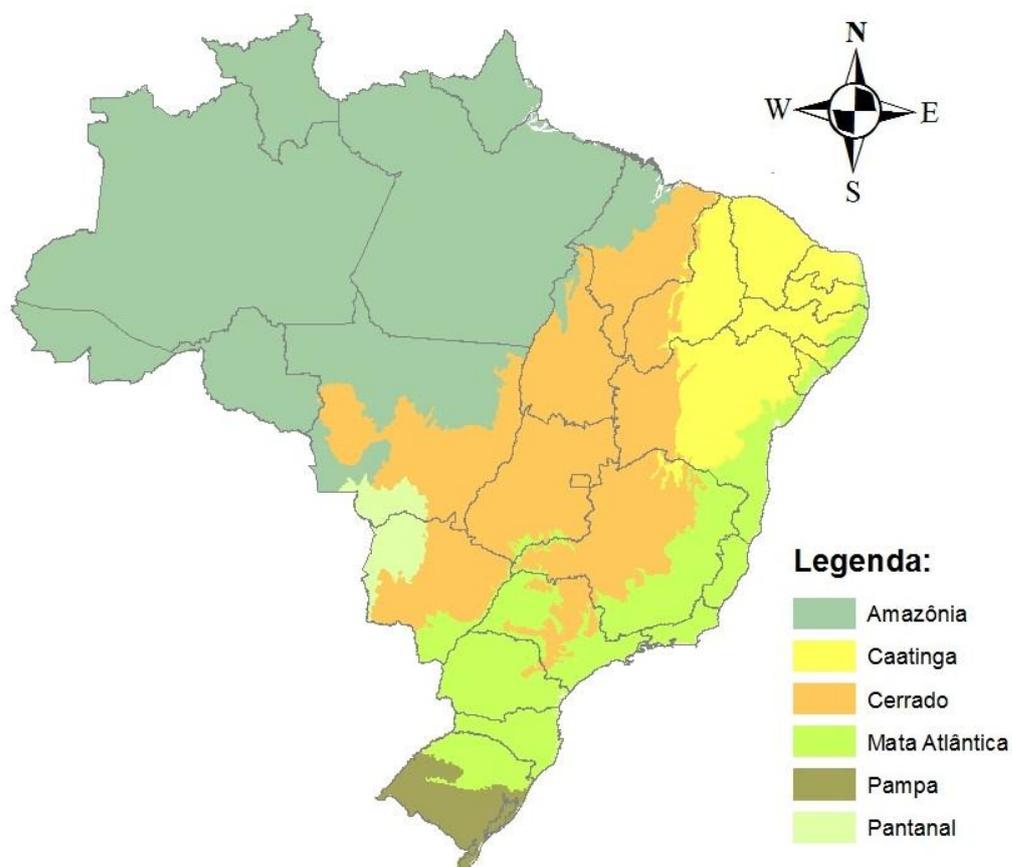


Fonte: **A)** https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/2/22/Echinocereus_palmeri_
B) <http://www.cacti.co.nz/images/library-o-opuntia-galapageia-opuntia-galapageia-20213-c.jpg;>
C) <https://br.pinterest.com/pin/469429961138610464/>
D) <https://grootscholten.fotki.com/plant-collections/cactus-opuntia/poeppigii.html>

A família das Cactáceas no Brasil possui um total de 37 gêneros nativos com 330 espécies distribuídas nas cinco regiões geográficas: Norte (17), Centro-Oeste (33), Sul (70), Nordeste (90) e Sudeste (120). Destas, 163 espécies são endêmicas nos seis biomas: Amazônia (01), Pantanal (04), Pampas (08), Cerrado (29), Mata Atlântica (58) e Caatinga (63) (Figura 2). Na Caatinga, as espécies endêmicas encontram-se, principalmente, na região do semiárido com destaque aos gêneros *Cereus*, *Opuntia* e *Pilosocereus* (ZAPPI; TAYLOR; LAROCCA, 2011; GONZAGA *et. al.*, 2014). (SALES *et. al.*, 2014).

As cactáceas são dicotiledôneas suculentas, xerófitas, perenes e adaptadas às condições climáticas das regiões semiáridas das Américas. Apresentam numerosas adaptações a ambientes secos e possuem interessantes estratégias de sobrevivência. Nos cactos existem em extensa variação de formatos e tamanhos (DAVET, 2005).

Figura 2: Mapa esquemático de representações dos biomas brasileiros.



Fonte: http://www.florestal.gov.br/snif/images/stories/RecursosFlorestais/bioma_img_snif.jpg.

As cactáceas, em geral, possuem porte que varia de sete centímetros até 20 metros de altura (MENEZES, TAYLOR, LOIOLA, 2013), contudo há espécies como a *Blossfeldia liliputiana* que possui apenas de cinco a 20 milímetros de diâmetro (BARTHLOOT; POREMBSKI, 1995). As raízes das cactáceas têm a capacidade de produzir tricomas que habilitam a planta a absorver água de forma imediata. Há também traqueídes vasculares e feixes corticais que vascularizam áreas extensas de tecidos de armazenamento situadas no caule. Normalmente os

caules são fotossintéticos e apresentam tecidos que estocam ou acumulam água (parênquima aquífero), enquanto que outros apresentam folhas reduzidas e modificadas em espinhos protetores. Porém, na maioria das vezes são armados com acúleos e/ou gloquídeos (tufos de espinhos), inseridos geralmente nas aréolas, o que possibilita economizar e reter água em seus tecidos. Comumente, o caule se apresenta suculento com formas diversas, sendo mais comuns os colunares, alados, achatados e globosos. As folhas, quando presentes, são dispostas em espiral ao longo do caule sendo simples e inteiras. A inflorescência é solitária e pode alcançar até 30 centímetros de comprimento. As características florais variam de cor, forma, tamanho, odor e duração de antese (SBRISSA; MELO, 2012; ZAPPI; TAYLOR; LARROCCA, 2011, SOUZA; CALVENTE, 2013). A polinização pode ocorrer por insetos (abelhas, borboletas e mariposas), beija-flores e morcegos. Há sistemas reprodutivos autocompatíveis e autoincompatíveis, existindo a propagação por sementes e propagação vegetativa, por estaquia e enxertia. A polinização de algumas espécies de cactos é noturna, pois as suas flores fecham ao amanhecer. Os frutos das cactáceas podem ser suculentos ou secos, podendo apresentar-se com o pericarpo liso, escamado, piloso, eriçado, ou ainda espinhoso (BARTHLOOT, HUNT, 1993, CORREIA *et. al.* 2012). Tem o formato variando de elipsoide a ovoide, com numerosas sementes, podendo ser deiscentes ou indeiscentes na maturação. Apresentam cores variadas sendo alguns comestíveis e de crescente importância econômica (COLAÇO *et. al.*, 2006, SILVA ; SAZIMA, 1995, REGO; FRANCESCHINELLI, ZAPPI, 2012). As cactáceas, em geral, vivem em torno de 25 anos, podendo algumas delas viverem por mais de 200 anos (DREZNER, 2014).

Segundo Albuquerque (2001), normalmente, nos períodos de secas prolongadas as plantas de porte arbustivo e as árvores, estas em menor escala, morrem, enquanto que as cactáceas e as bromeliáceas conseguem resistir por um longo período de estiagem. Em períodos de estiagem, que naturalmente ocorrem no semiárido, a utilização de cactáceas para a nutrição de ruminantes é a alternativa mais viável ao pequeno produtor do nordeste brasileiro. Isso se deve às características anatômicas, morfológicas e funcionais das cactáceas com as quais conseguem rápida absorção, boa retenção e mínimo dispêndio de água captada das chuvas ou diretamente do ar, o que garante a sua estabilidade fisiológica, mesmo diante de uma grande escassez de água (OLIVEIRA, 1996; SBRISSA; MELO, 2012).

O mecanismo fotossintético das cactáceas é diferenciado, pois seus estômatos se abrem e adquirem o CO₂ durante a noite onde a temperatura é mais amena, justamente para não perder a água dos seus tecidos. Durante o dia o estômato encontra-se fechado e a fotossíntese é realizada. Esse processo fotossintético é conhecido como Fotossíntese MAC (Metabolismo Ácido das Crassuláceas) ou em inglês como CAM (*Crassulacean Acid Metabolism*) que conferem às espécies que detêm desse mecanismo uma economia de água e grande resistência às condições ambientais inadequadas (PIMENTEL, 1998; TAKANE, 2009).

As cactáceas, como plantas suculentas, caracterizam-se por apresentar semelhança quanto à adaptação às condições ambientais desfavoráveis, seja ela estresse hídrico ou estresse térmico (TAKANE, 2009). As diversas espécies de plantas que são chamadas de suculentas apresentam modificações anatômicas em algumas estruturas, sejam elas folhas, caule ou raiz tornando-se capaz de armazenar um grande volume de água, e por esse motivo são popularmente chamadas de plantas suculentas (TAKANE, 2009).

As cactáceas possuem destacada participação ecológica em vários ecossistemas. Várias delas são exploradas comercialmente na indústria alimentícia e cosmética, como plantas medicinais, no consumo *in natura*, como cerca viva, outras são forrageiras para o gado no período seco na Caatinga e há ainda espécies que são apreciadas como plantas ornamentais (SOUZA; CALVENTE, 2013; MENEZES; RIBEIRO-SILVA, 2015).

No Brasil e em vários países da América Latina, o emprego de cactáceas como alternativa alimentar vem se intensificando e já são bastante utilizadas por apreciadores de culinária exótica ou algumas vezes pela população de baixa renda (SILVA *et. al.*, 2005).

Dentre as várias espécies que se destacam pela ocorrência na região Nordeste do Brasil, podem ser citadas: o mandacaru (*Cereus jamacaru* De Candolle), o facheiro (*Pilosocereus pachycladus* F. Ritter), o xique-xique [*Pilosocereus polygonus* (Lam.) Byles & G. D. Rowley], a coroa-de-frade [*Melocactus bahiensis* (Britton & Rose) Luetzelb.], a pitaia [*Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose] e as palmas (*Opuntia ficus-indica* Mill e *Nopalea cochenillifera* Salm-Dyck) (PRADO, 2006; QUEIROZ, 2006).

2.2 Mandacaru

O mandacaru pertence à subfamília Cactoideae, tribo Cereeae e ao gênero *Cereus*. É uma espécie nativa do Brasil e está amplamente disseminada no Nordeste brasileiro. Este gênero foi primeiramente descrito por Hermann, em 1698 e depois por Miller em 1754 e possui pelo menos 48 espécies registradas (SALES, *et. al.*, 2006; THE PLANT, 2013).

São sinônimas de nomes científicos para *Cereus jamacaru*: *Cactus jamacaru* (D.C.) Kosteletzky, *Cereus horribarbis* Otto in Salm-Dick, *Cereus jamacaru* var. *caesius* Salm-Dyck, *Cereus jamacaru* var. *glaucus* Ladenberg, *Cereus jamacaru* subsp. *goiasensis* (F. Ritter) P. J. Braun & Esteves, *Cereus jamacaru* subsp. *jamacaru*, *Piptanthocereus goiasensis* (F. Ritter), *Piptanthocereus jamacaru* Riccobono (THE PLANT, 2013).

O seu nome em tupi "iamandakaru" significa feixe ou molho pungente, cheio de espinhos. Outras denominações são mandacaru de boi e cardeiro (BRAGA, 1975; ALVES; ALVES; PEREIRA, 2016).

O mandacaru, ainda que se destaque como uma das espécies mais abundantes na Caatinga está reduzindo sua ocorrência, porém não está sob risco de extinção. É amplamente encontrado nos estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, norte de Minas Gerais, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte e Sergipe, em áreas urbanas, litorais e pastos (ROCHA; AGRA, 2002; BRAUN; MACHADO; TAYLOR, 2013; ZAPPI; TAYLOR; LAROCCA, 2011). As plantas de mandacaru se desenvolvem muito bem no estado do Ceará, mostrando-se adaptáveis às condições edafoclimáticas do local (MAIA, 2004).

O mandacaru é uma árvore desprovida de folhas (figura 3), medindo de 2 a 22 metros de altura, dependendo do ambiente, podendo chegar a 60 cm de diâmetro. Cresce em solos pobres em nutrientes e pedregosos. O sistema radicular é superficial e extenso, o que favorece uma rápida absorção de água em períodos após seca prolongada. Seu caule colunar fotossintetizante possui cladódios multiarticulados. As ramificações do caule surgem em forma de candelabro; com artículos carnosos, mucilaginosos e alongados. As costelas são angulosas-estreladas com aréolas munidas de espinhos amarelos ou cinzas aciculados e pungentes, variando de tamanho. Os centrais (8-10) medem de 8 a 20 centímetros de comprimento e os radiais (7-9) de 1 a 2 centímetros. As suas flores, laterais e

subapicais, inseridas acima das áreolas, são brancas e medem de 12 a 30 cm de comprimento. São hermafroditas, isoladas, sésseis e possuem antese noturna sendo visitadas por mariposas e morcegos. Suas sépalas e pétalas são distintas, sendo o cálice castanho claro e as pétalas brancas ou brancas-amareladas. O fruto é do tipo baga, medindo de 10 a 13 centímetros, elipsoide a piriforme, mucilaginoso, exibindo epicarpo liso, brilhante de coloração vermelha a magenta com polpa branca, funicular. As sementes são numerosas, negras, diminutas (1,5 a 2,5 mm) e brilhantes. Os frutos são bastante consumidos por pássaros e morcegos (ROCHA; AGRA, 2002; CNIP, 2017; SALES *et. al.*, 2014, BRAGA, 1976).

Figura 3 – Exemplificação de árvore de mandacaru no Nordeste.



Fonte: <http://www.cerratinga.org.br/wp-content/uploads/2013/05/mandacaru-arvore-dodesign-s.jpg>.

O mandacaru possui grande importância medicinal, econômica e ambiental. Esta planta é amplamente utilizada pela população nordestina na construção civil, no tratamento de doenças, como forrageira e em ornamentação. Na construção civil retiram-se do tronco tábuas de até 30 cm de largura para fabricação de portas e janelas (SALES *et. al.*, 2014; BRAGA 1976) como também utilizam a planta como cerca-viva. O mandacaru é utilizado como fitoterápico atuando como

analgésico, antibiótico, antiemético, diurético e para tratar problemas intestinais, renais, gripes, bronquites, curar alguns tipos de úlceras e para o controle de diabetes e de verminoses (DAVET *et. al.*, 2009; SALES *et. al.*, 2014; ANDRADE; MARQUES; ZAPPI, 2006). Na alimentação de bovinos e caprinos como volumoso no período de seca (ANDRADE *et. al.*, 2006) e como fonte de água na alimentação de ruminantes. Depois de queimados os artigos servidos aos animais fornecem água, proteína, fibra e minerais (BRAGA, 1976, FREIRE, 2009). O mandacaru também se destaca pelo seu potencial como planta ornamental devido à coloração da sua epiderme, suas formas exóticas e facilidade de cultivo (LIMA, 1996, CORREIA *et. al.*, 2012). Apesar desse uso, ainda é escasso o conhecimento da população sobre usos e benefícios do mandacaru como também das potencialidades desta cactácea pelos pesquisadores (SALES *et. al.*, 2014).

Para que esta espécie viesse adaptar-se à região foram necessários milhares de anos, porém o manejo inadequado do mandacaru pelo homem pode resultar numa ameaça de extinção da espécie e se vier a acontecer, tanto a atividade agrícola como o ambiente terão grandes prejuízos (CERRATINGA, 2017).

2.2.1 Principais pragas e doenças associadas ao mandacaru

Apesar de ser uma espécie bastante resistente a várias intempéries climáticas, o mandacaru possui vários patógenos a ele associados, principalmente na época chuvosa no nordeste brasileiro (FREIRE, 2009).

Em relação a insetos que causam danos à cultura, duas espécies foram identificadas ocorrendo naturalmente em plantas do gênero *Cereus*: a cochonilha [*Diaspis echinocacti* (Bouché, 1833)], também conhecida como cochonilha da palma parasitando naturalmente plantas de mandacaru (LIMA & GAMA (2001). MONTEIRO & BECKER (2002) relataram que as larvas da mariposa *Sigelgaita heinrich* (Lepidoptera, Pyralidae) também parasitam plantas do gênero *Cereus*.

Dentre as doenças relacionadas ao mandacaru estão: a podridão azul (*Dichotomophthora cactacearum*), a podridão-de-fitóftora (*Phytophthora* sp.), a podridão-de-lasiodiopodia (*Lasiodiopodia theobromae*) (FREIRE, 2009).

No que se refere a nematoides, pelo menos três espécies em dois gêneros já foram relatados na cultura do mandacaru, parasitando suas raízes

provocando sintomas muito característicos de deficiência nutricional. A espécie *Meloidogyne incognita* relatada associada a raízes de mandacaru em condições naturais (PONTE, 1969, 1973) e *M. enterolobii* infestando plantas envasadas de mandacaru (FREIRE, 2015; SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Em 2011, o heteroderídeo *Cactodera cacti* foi relatado pela primeira vez em plantas de mandacaru cultivadas em estufas no norte da China provocando sintomas de amarelecimento e murcha (DUAN; WANG; CHEN, 2012).

2.3 Palma Forrageira

Compreende-se por palma forrageira, plantas dos gêneros *Opuntia* Mill. e *Nopalea* Salm Dyck., ambas pertencentes à subfamília Opuntioideae dentro da família Cactaceae. A *Opuntia ficus-indica* Mill e *Nopalea cochenillifera* Salm Dyck têm seu centro de origem localizado no México. Palmas do gênero *Opuntia* caracterizam-se por serem uma palma com cladódios (raquetes) maiores, chamada de gigante, graúda ou redonda. Já as palmas do gênero *Nopalea* são caracterizadas por formarem raquetes menores e são chamadas vulgarmente de palma miúda ou doce (SANTOS *et. al.*, 2006; ARREOLA; ISHIKI; TERRAZAS 2015, BECCARO *et. al.*, 2013). O gênero *Nopalea* possui sete espécies, entretanto apenas uma está presente sendo cultivada no Brasil (*N. cochenillifera*), enquanto o gênero *Opuntia* detém de 191 espécies aceitas, destas, sete têm ocorrência no Brasil (*Opuntia dillenii*, *O. elata*, *O. ficus-indica*, *O. megapotamica*, *O. monacantha*, *O. retrorsa* e *O. stricta*) GRIFFITH; PORTER, 2009; BRAZILIAN FLORA, 2014; THE PLANT, 2013).

Acredita-se que ambas as palmas, nativas do México, foram introduzidas no Brasil a partir dos colonizadores portugueses, que trouxeram as plantas com o intuito de hospedar e procriar um inseto [*Dactylopius coccus* Costa (Homoptera, Dactylopiidae)] mundialmente conhecido por produzir o ácido carmínico, matéria prima para a produção de um corante vermelho natural. Esse inseto, chamado de cochonilha do carmim, parasita a planta e quando bem manejado, não causa danos ao hospedeiro. Essa prática de manutenção do inseto, porém, não teve sucesso no passado e a palma passou a ser cultivada como planta ornamental e por uma casualidade foram nela verificadas características forrageiras, despertando em criadores de ruminantes, o interesse de produzir intensamente essa cultura (PESSOA, 1967; SANTOS *et. al.*, 2006).

A palma gigante (*O. ficus-indica*) possui os seguintes sinônimos de nomes científicos: *Cactus ficus-indica* L. *C. opuntia* L, *O. arcei* Cárdenas, *O. castillae* Griffiths, *O. chinensis* (Roxb.) K. Koch, *O. cordobensis* Speg. *O. ficus-barbarica* A.Berger, *O. incarnadilla* Griffiths, *O. megacantha* Salm-Dyck e *O. vulgaris* Mill. Essa espécie, também pode ser chamada pelos agricultores nordestinos de palma-gráuda, palma-grande, palma redonda, palma sem espinho, palma-da-índia, palmatória, palma-santa, palma-azeda, cactus-burbank, figueira-do-inferno figueira-da-índia, figo-da-índia, figueira-da-barbaria, figueira-moura e tuna-de-castilha (ARAUJO FILHO 2000, THE PLANT, 2013)

A palma gigante caracteriza-se por ser um cacto de porte arbóreo com 2,5 a 5 metros de altura (figura 4), seu caule é suculento e bem definido (0,6 a 1,5 m de altura). Suas raízes são carnosas e superficiais podendo se dispersar de 4 a 8 metros da raiz principal. As raízes absorventes encontram-se principalmente nos primeiros centímetros, atingindo a profundidade máxima de 30 cm de comprimento, dependendo do tipo de solo que estão plantadas. Do caule surgem ramificações de formato oblongo a espatulado-oblongo (forma de raquetes) medindo cerca de 30 a 40 cm de altura e 18 a 25 cm de largura. São de coloração verde, fotossintetizantes, possui uma placa de cera, cuja espessura varia entre 10 a 15 μm . Na superfície dos cladódios estão presentes as aréolas, distribuídas numa forma helicoidal. Os espinhos são quase ausentes, desenvolvendo um tufo de minúsculos espinhos em algumas aréolas. Em condições ambientais adequadas o tecido meristemático presente nas aréolas dão origem a novos cladódios, flores e frutos. As flores tem coloração amarela ou laranja, medem de 7 a 10 cm de comprimento. O fruto é doce, suculento e apresenta coloração variando de amarelo, vermelho e púrpura. Possui formato ovoide de tamanho variando de 5 a 10 cm de comprimento e 4 a 8 cm de largura e casca contém pequenos espinhos. Apresenta numerosas e pequenas sementes pretas, de 3 a 4 mm de diâmetro (OLIVEIRA *et. al.*, 2010, SCHEINVAR, 2001; SILVA; SAMPAIO 2015).

Figura 4 – Exemplificação de cultivo de palma forrageira.



Fonte: <https://www.naturezaemfotos.blogspot.com.br/2014/01/flora-norestina-palma-forrageira-gigante.html>

A palma gigante é uma espécie bastante adaptada ao clima da região semiárida. Ela se destaca por ser uma alternativa essencial para essas regiões, tendo em vista que a sua fisiologia de absorção, armazenamento e economia de água favorece seu cultivo, mesmo em regiões de baixas precipitações, sendo bem adaptadas ao cenário nordestino (NUNES, 2011; SANTOS *et. al.*, 2006).

Nos últimos anos, houve um aumento significativo no cultivo de palma forrageira, principalmente na região Nordeste, mais precisamente nos estados de Pernambuco e Alagoas (ARAÚJO *et. al.*, 2005) devido à sua utilização para a nutrição de vacas leiteiras, sendo considerada a principal forrageira fornecida a esses animais em tempo de seca e com grande importância social e econômica. Estima-se existirem hoje, no Nordeste, aproximadamente 500 mil hectares cultivados de palma (MOURA *et. al.*, 2011).

Além da utilização da palma para fins de alimentação animal nas regiões áridas e semiáridas, a palma também é muito utilizada na alimentação humana, com

o consumo das frutas e suas cascas, produção de licor e de óleos comestíveis da semente, doces, geleias e purês, além de serem consumidos como verduras (cladódios jovens, processados em salmoura ou vinagre e cozidos). Na produção de energia a palma também se faz presente com o biogás, álcool e lenha. A palma também atua como um fitoterápico para pacientes que sofrem de diarreia, disenteria amebiana, obesidade, diabetes, hiperlipidemia e ainda age como anti-inflamatório e diurético. Vários cosméticos podem ser feitos a base de palma como, xampu, creme umectante, sabonetes, adstringentes e loções para o corpo. Além desses usos e produtos, a palma é usada também para fazer colas, adesivos, mucilagem para a indústria alimentícia, antitranspirantes e é bastante utilizada como planta ornamental e paisagística (BARBERA, 1995).

A palma também pode ser utilizada como cerca viva, já que algumas variedades têm espinhos bastante numerosos e finos. É também utilizada como quebra vento e na conservação e proteção do solo (BARBERA, 1995).

2.3.1. Principais pragas e doenças da palma forrageira.

Além da cochonilha do carmim, que se tornou uma praga para a palma, há vários insetos que podem afetar as cactáceas forrageiras. São exemplos os besouros (Coleoptera), formigas (Hymenoptera), gafanhotos (Orthoptera), lagartas (Lepidoptera), tripes (Thysanoptera) que são de ocorrência acidental, não se configurando como pragas. Entretanto, no Nordeste brasileiro, o inseto que se destaca como praga da palma é a cochonilha de escama *Diaspis echinocacti* (Bouché, 1833) (Hemiptera, Diaspididae), também conhecida por escama, piolho ou mofo da palma a qual provoca danos e prejuízos à cultura (SANTOS *et. al.*, 2006).

Esse inseto é uma espécie cosmopolita, ou seja, está presente em todos os continentes, principalmente em áreas onde essa cactácea é cultivada mais fortemente. O sintoma causado pela cochonilha de escama é fácil de ser identificado, pois ela forma um aglomerado de escamas na superfície da palma, mudando a coloração verde, típica da cactácea, para uma cor marrom-claro ou acinzentado. Essas escamas podem ser facilmente retiradas por um leve atrito da unha ou espátula na superfície da raquete, o que caracteriza a presença da praga no cultivo. Elas sugam a palma e injetam toxinas deixando a raquete fraca provocando amarelecimento e queda (SANTOS *et. al.*, 2006; CAVALCANTI *et. al.*, 2008).

Existem ainda os roedores como ratos e preás que comem e dilaceram a base da palma para se alimentar e conseqüentemente ocorre o tombamento dessas plantas (SANTOS *et. al.*, 2006)

Várias doenças fúngicas assolam a cultura da palma forrageira, dentre elas estão: podridão negra (*L. theobromae*), a podridão seca escamosa (*Scybalidium lignicola*), gomose (*Dothiorella ribis*), podridão de fusarium (*Fusarium solani*), rizoctoniose (*Rhizoctonia solani*), mancha de alternaria (*Alternaria tenuis*), podridão de Macrophomina (*Macrophomina phaseolina*), podridão de sclerotium (*Sclerotium rolfsii*), podridão Polaciana (*Pollaccia* sp.) mancha de macrophoma (*Macrophoma* sp.) e antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*) (BARBOSA, 2007).

A podridão mole (*Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*) é a única doença da palma causada por bactéria que se tem conhecimento (BARBOSA, 2007).

Lopes *et. al.* (2013) relatou que nematoide da espécie *M. incognita* foi encontrado parasitando raízes de palma doce. Esse nematoide age retirando água e sais minerais que serviriam para a nutrição e manutenção da planta. Outros onze gêneros de nematoides já foram relatados na palma, com destaque para *C. cacti*, que tem se mostrado muito importante na cultura no México (PÉREZ; VÉLEZ; ZERMEÑO, 2015)

2.4 Pitaia

A pitaia é uma planta da família das cactáceas pertencente ao gênero *Hylocereus* (A.Berger) Britton & Rose (Figura 5). Tem seu centro de origem nas Américas e se encontra distribuída em diversos países do continente, e apresenta potencial agrônômico e econômico, devido sua rusticidade (ORTIZ-HERNÁNDEZ; CARRILLO-SALAZAR, 2012). Hoje em dia a pitaia é cultivada no mundo todo, sendo a Colômbia e o México os países que detém a maior produção dessa fruta (CANTO, 1993).

Pitaia, *Hylocereus undatus* Haworth, que na sua linguagem mãe (arahuaca) significa fruto de escamas, também conhecido como "fruta-do-dragão", é o nome empregado tanto para a planta como para o fruto. As sinonímias de nomes científicos para essa espécie são *Cereus undatus* Haw. e *Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose. Botanicamente, a pitaia pertence à família Cactaceae,

subfamília Cactoideae e a tribo Hylocereeae. A *H. undatus* possui fruto vermelho com polpa branca (SILVA, 2014; BASTOS *et. al.*, 2006, MARQUES, 2008; BARTHLOTT; HUNT, 2000; CATALOGO OF LIFE, 2017).

Figura 5 – Exemplificação de cultivo de pitaiá tutorada.



Fonte: <http://www.floresefolhagens.com.br/pitaya-ou-pitaya/>

O gênero *Hylocereus* possui, atualmente, 19 espécies das quais *H. undatus*, *H. monacanthus* e *H. megalanthus* são as mais cultivadas em todo mundo, havendo uma variação nas cores da casca e da polpa (ORTIZ-HERNÁNDEZ; CARRILLO-SALAZAR, 2012). A espécie *H. megalanthus* era anteriormente denominada *Selenicereus megalanthus*, porém após vários trabalhos de sequenciamento genético foi verificado que pertencia ao gênero *Hylocereus* (SILVA 2014).

As pitaias comerciais possuem o sistema radicular superficial e fasciculado, com numerosas raízes fibrosas e abundantes como também raízes adventícias originadas dos cladódios que ajudam na sustentação da planta e na obtenção de nutrientes. São plantas perenes, de hábito escandente ou trepador, com o caule suculento, segmentado e triangular. Os segmentos ou ramos são chamados

de cladódios, os quais são esverdeados e com função fotossintetizante. Apresentam tamanho médio de 20 cm e suas asas ou costelas possuem largura de aproximadamente 2,3 cm. Nos cladódios não há folhas verdadeiras, mas estão presentes diminutos espinhos (2 a 4 mm de comprimento), que são as folhas modificadas. As plantas apresentam flores hermafroditas grandes (cerca de 30 cm de comprimento), aromáticas e brancas com vários estames, arranjados em duas fileiras ao redor do pistilo. Nas flores há uma grande quantidade de pólen de cor amarelada. As sépalas normalmente são esverdeadas, tendo variações na coloração de acordo com a espécie. Os frutos são do tipo baga em formato globoso ou ovoide, vermelho ou amarelo, com polpa branca ou vermelha, medindo de 10 a 20 cm de diâmetro. As brácteas recobrem o fruto dando uma aparência de escamas. Estas últimas tem pigmentação que possuem cor amarela ou vermelha, algumas sendo verde na extremidade, de acordo com a espécie. As sementes são pequenas, pretas e comestíveis (BELLEC; VAILLANT; IMBERT, 2006; DONADIO, 2009; LIMA, 2013; ANDRADE, 2007; MARQUES, 2008; NUNES, 2014).

No cenário brasileiro, as pitaias são avaliadas como uma novidade promissora. Os atributos como: sabor doce e suave, polpa firme e repleta de sementes com ação laxante têm despertado interesse nos produtores por sua grande aceitação nos mercados consumidores. O alto valor pago pelo quilo da fruta, que pode variar de dez a noventa e nove reais dependendo da época do ano, da nacionalidade e da demanda (SFAGRO, 2017). Estes aspectos constituem um grande atrativo para o plantio dessa frutífera (JUNQUEIRA *et. al.*, 2002; MARQUES, 2008).

No Brasil, há poucas áreas de cultivo de pitaias, distribuídas no Nordeste, Sul e Sudeste. Porém, a maioria dos plantios está concentrada especialmente em São Paulo, com destaque para a região de Catanduva. Em 2005, a quantidade de pitaias comercializadas na CEAGESP foi de apenas 53 quilos. Até junho de 2017, essa quantidade já havia ultrapassado 500 toneladas (MOREIRA *et. al.*, 2012; PROHORT, 2017). Na região Sudeste, há registro de uma produtividade média anual de 14 toneladas de fruto/ha (BASTOS *et. al.*, 2006).

Devido à demanda, ao seu preço de mercado e a facilidade no cultivo, a cultura da pitaias tem cada vez mais se expandido no território brasileiro. Na região Nordeste, a pitaias tem se destacado na Chapada do Apodí, nos municípios de Limoeiro do Norte e Quixeré-Ce, totalizando, aproximadamente, 15 hectares de área

plantada da cultura com contínua produção, que é comercializada em Fortaleza. O município de Beberibe-CE também vem ganhando destaque na produção dessa fruta no Nordeste (NUNES *et. al.*, 2014; SILVA 2014; MOREIRA *et. al.* 2012).

A pitáia apresenta diversos usos, podendo ser utilizada tanto na alimentação humana quanto na alimentação animal, como forragem. Na alimentação humana, podem ser consumidos tanto os frutos quanto as flores e os cladódios, estes últimos geralmente na forma de verdura. Algumas pesquisas feitas com a planta, afirmam que nos frutos e flores encontram-se pigmentos naturais, as betalainas, identificadas como um forte antioxidante natural que ajudam a eliminar radicais livres (STRACK; T.VOGT; SCHLIEMANN, 2003; ABREU *et. al.*, 2012 NETZEL *et. al.*, 2005).

A fruta é ótima para auxiliar na perda de peso e diminuir os níveis de colesterol ruim (LDL). Ajuda no bom funcionamento do intestino, combate doenças cardíacas, previne diabetes, previne câncer de cólon e hipertensão. Melhora os sintomas da gastrite e possui propriedades anti-inflamatórias. A cultura também apresenta importância ornamental, devido à beleza das suas flores, e pode ser usada como cercas-vivas, devido aos seus espinhos (SILVA, 2014; GONÇALVES, 2017).

2.4.1. Principais pragas e doenças da pitáia.

Embora a exploração da pitáia no Brasil ainda seja pequena já existem alguns pomares comerciais instalados. Com a intensificação do cultivo, o aparecimento de pragas e de doenças tende a aumentar. Os principais problemas encontrados no campo de produção são as abelhas Irapuá [*Trigona spinipes* *Trigona spinipes* (Fabricius, 1793)] e as formigas dos gêneros *Atta* (Fabricius, 1805) e *Solenopsis* (Westwood, 1840). As abelhas depreciam o produto, uma vez que raspam a casca do fruto expondo a polpa, perdendo totalmente seu valor comercial. As formigas podem causar os mesmos danos no fruto e na flor e ainda provocar danos aos cladódios jovens (SILVA, 2014; COSTA *et. al.*, 2016).

Em outros países onde a pitáia é cultivada, existem relatos de várias pragas sendo as principais: a mosca da podridão basal (*Neosilba* sp.), a mosca do botão floral (*Dasiopsis saltans*), a mosca da fruta (*Bactrocera* spp.), percevejos

fitófagos (*Machtima crucigera* e *Leptoglossus zonatus*) (DELGADO; LÓPEZ; KONDO, 2010; MEDINA; KONDO, 2012; HOA *et. al.*, 2006).

Os fungos [*Botryosphaeria dothidea* (Moug.) Ces. & De Not., 1863] e [*Bipolaris cactivora* (Petr.) Alcorn, 1983] foram relatados afetando cladódios e frutos de *Hylocereus* no México (VALENCIA-BOTÍN; KOKUBU; ORTÍZ-HERNÁNDEZ, 2012).

Em 2001, foi relatada, em Taiwan, pela primeira vez a ocorrência de um vírus em *H. undatus*. Tratava-se de *Cactus virus X* causando manchas sistêmicas nos cladódios da planta (LIOU; HUNG; LIOU, 2001).

Diversas espécies de nematoides, entre os quais *Helicotylenchus dihystra*, *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus* sp. e *C. cacti* foram relatadas parasitando naturalmente raízes de pitáia na Tailândia, Estados Unidos e México (LABORATORY, 2011; PIEDRAHITA; PÉREZ; PATIÑO, 2012).

No Brasil existem poucas ocorrências de doenças na pitáia. Em 2008, foi relatado *C. gloeosporioides* em pitáia (*H. megalanthus*) ocorrendo na região de Botucatu em São Paulo (TAKAHASHI *et. al.*, 2008).

Outras pragas que no Brasil podem ocorrer ocasionalmente na pitáia e causar danos são as cochonilhas, pulgões, caracóis, lesmas que têm preferência por tecidos tenros e se alimentam de novos brotos da planta, fazendo que haja uma diminuição no desenvolvimento da planta e possivelmente deformidades (SILVA, 2014). Além disso, também pássaros, na época de frutificações, podem trazer prejuízos aos produtores, uma vez que a fruta é visualmente bastante atrativa (COSTA, 2012).

2.5 Cactos ornamentais

Há alguns anos tem sido popularizado o consumo de plantas suculentas cultivados e vendidos em vasos pequenos atraindo colecionadores de plantas. Este aspecto, juntamente com a enorme variedade de formas e colorações, tem aumentado a produção e o consumo de cactos ornamentais, significativamente, no Brasil, ano após ano. Atualmente, existem milhares de colecionadores dessas plantas no mundo, muitos desses colecionadores são denominados de cactófilos, por cultivar e colecionar estas plantas que são de fácil manutenção (TAKANE 2009;

CÁCERES, 2003). Anualmente o mercado de plantas ornamentais tem uma taxa de crescimento que varia em média 8% a 12% por ano, com preços variando de um a mil reais, o que significa uma movimentação na economia brasileira em torno de 4,2 bilhões de reais/ano (CARNEIRO, 2003; VAZ, 2017).

O cultivo de cactos ornamentais, além de ser bastante lucrativo fomenta uma grande geração de emprego, considerando a mão-de-obra envolvida em todo o processo produtivo, desde o preparo de mudas, tratos culturais, transplante e colheita. Com a tecnificação, alguns produtores são capazes de produzir milhares de vasos com cactos ornamentais todos os anos (TAKANE, 2009).

2.5.1 Principais pragas e doenças de cactos ornamentais.

Os cactos ornamentais são poucos afetados por pragas e doenças, porém patógenos, principalmente fungos associados à podridão como *Fusarium sp* podem causar danos e ser um fator limitante para a produção de cactos ornamentais. No que se refere a insetos, a cochonilha de escama (*D. echinocacti*) em baixas populações não causa grandes danos às plantas, mas em caso de grande infestação podem causar sérios prejuízos levando as plantas à morte. Tripes e pulgões também podem ser encontrados parasitando plantas ornamentais (TAKANE, 2009).

No Brasil, o nematoide *C. cacti* foi relado em duas associações com cactáceas ornamentais. O primeiro registro foi feito em amostras de alguns lotes de cactáceas ornamentais procedentes da região de Jundiaí-SP causando o retardamento de desenvolvimento das plantas (SANTOS; PREZOTTO; MAIA, 2001). O mesmo nematoide foi encontrado na cactácea ornamental flor-de-maio (*Schlumbergera sp*) oriunda de Jundiaí e de Jacareí-SP afetando o crescimento ds plantas, reduzindo o número de flores e alterando a cor da parte aérea (OLIVEIRA *et. al.*, 2007)

O grande fluxo de importações de cactos ornamentais de colecionadores e para fins paisagísticos pelo mundo tem intensificado a dispersão de doenças e pragas em todos os continentes (EVANS E ROWE, 1998).

2.6 Fitonematoides

Os nematoides fitoparasitas afetam diversas partes da planta como caule, folhas e sementes, mas estão associados, principalmente, a órgãos subterrâneos como raízes, tubérculos, rizomas e bulbos. Esses organismos penetram na planta e se movimentam no tecido vegetal causando danos mecânicos, toxidez e também agem com ação espoliadora, retirando água e nutriente da planta para seu próprio desenvolvimento (FERRAZ *et. al.*, 2012).

Os fitonematoides pertencem ao Filo Nematoda (ou Nemata). São animais microscópicos (0,2 a 3,0 mm), pseudocelomados, na maioria das vezes alongados, havendo distinção entre machos e fêmeas pelos órgãos reprodutores. Porém, pode haver variação no formato do corpo da fêmea que se apresenta mais volumosa, sendo nesse caso, um dimorfismo sexual. Possuem estilete canaliculado, com o qual injetam enzimas ou toxinas no tecido vegetal e deles retiram o conteúdo citoplasmático fluido. Possuem sistema digestivo completo, mas não possuem sistema respiratório, tampouco sistema circulatório. As trocas gasosas ocorrem pela cutícula. Seu corpo é revestido de cutícula transparente, rica em proteína, sendo lisa ou estriada. Apresenta simetria bilateral e não possui segmentações. São animais aquáticos, encontrados em todos os tipos de solo, bastando que haja pelo menos uma película de água para mantê-los vivos. A reprodução pode ser do tipo sexuada ou por partenogênese (TIHOHOD, 1993; FERRAZ *et. al.*, 2012; FERRAZ; BROWN, 2016).

Os fitonematoides se encontram amplamente disseminados nas áreas de produção agrícola do Brasil afetando numerosas espécies cultivadas. Em razão de seu tamanho diminuto e dos sintomas induzidos na planta serem confundidos com déficit hídrico, nutricional e tratos culturais mal conduzidos, muitas vezes sua presença na área é negligenciada. Sua disseminação ocorre por meio de mudas, material propagativo, água de irrigação, chuvas e movimento de solo (TIHOHOD, 1993; FERRAZ *et. al.*, 2012).

Avaliações de perdas econômicas já estimaram que o montante de prejuízos na agricultura devido à presença de fitonematoides ultrapassou os 80 bilhões de dólares americanos, cerca de 262 bilhões de reais (NICOL *et. al.* 2011). Mundialmente, os fitonematoides mais importantes nas culturas pertencem aos gêneros *Meloidogyne*, *Heterodera*, *Globodera*, *Pratylenchus*, *Radopholus*,

Ditylenchus, *Bursaphelenchus*, *Rotylenchulus*, *Xiphinema*, *Nacobus* e *Aphelenchoides* (LOPES; FERRAZ, 2016).

2.7 Nematoides formadores de cistos

Os nematoides formadores de cistos pertencem à família Heteroderidae e subfamília Heteroderinae. Nessa sub-família, estão presentes 21 gêneros de nematoides, dos quais apenas cinco têm realmente a capacidade de formar cistos: *Cactodera* Krall & Krall, 1978; *Dolichodera* Mulvey & Ebsary, 1980; *Globodera* Skarbilovich, 1959; *Heterodera* Schmidt, 1871 e *Punctodera* Mulvey & Stone, 1976. O número de espécies descritas tem aumentado muito nas últimas cinco décadas (EVANS; ROWE, 1998).

Nesses cinco gêneros, as fêmeas são globosas com cor branca ou amarelada. Com a maturação tornam-se castanho-escuras. Algumas liberam parte dos ovos em uma massa gelatinosa (*Heterodera*) outras, porém retêm todos os ovos em seu corpo (*Globodera*, *Punctodera*, *Dolichodera* e *Cactodera*). Com a retenção de parte ou de todos os ovos, ocorre uma compressão interna deslocando os órgãos e provocando sua morte. A cutícula além de escura, torna-se espessa e muito resistente. Essas estruturas (fêmeas mortas retendo ovos) são denominadas cistos, as quais conferem longa sobrevivência aos nematoides (AMORIM; REZENDE; BERGAMIM FILHO, 2011; WILSON, 2017).

Em 1951, os nematoides formadores de cistos já eram uma grande preocupação na agricultura, uma vez que causavam danos a várias culturas como soja, batata, cereais, brássicas, tomate e beterraba açucareira. Naquela década a distribuição dos nematoides do gênero *Heterodera* era concentrada em regiões de clima temperado, com aproximadamente 12 espécies, conforme estudo dos nematologistas da época. Atualmente, o gênero *Heretodera* detém 80 espécies acomodados em 7 grupos distintos distribuídos em regiões temperadas, tropicais e sub-tropicais, parasitando plantas de 18 famílias botânicas diferentes: Anarcardiaceae, Asteraceae, Betulaceae, Chenopodiaceae, Cruciferae, Cyperaceae, Fabacea, Lamiaceae, Moraceae, Plumbaginaceae, Poacea, Polygonaceae, Rosacea, Saxifragaceae, Salicaceae, Umbelliferae e Urticaceae (EVANS; ROWE 1998). No Brasil, *Heterodera glycines* e *H. fici*, já foram relatados causando danos à cultura da soja e figueira, respectivamente (DIAS *et. al.*, 2009; PEREIRA, 2010).

2.7.1 O Gênero *Cactodera*

O gênero *Cactodera* foi proposto por Krall e Krall, em 1978, para abrigar a espécie *Cactodera cacti*, espécie tipo, anteriormente denominada de *Heterodera cacti* Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941. Esta espécie foi primeiramente relatada em *Cereus speciosa* e *Phyllocactus akkermanni* por Adam em 1932, o qual acreditava juntamente com o Goffart, importante nematologista da época, tratar-se de uma raça de *H. schachtii* adaptada aos cactos. Os cistos tinham forma esférica, porém tinham o cone vulvar diminuto, com fenestração circular, ausência de fenestração anal e ausência de uma massa externa de ovos. Tais características eram muito diferentes das espécies do gênero *Heterodera* (EVANS; ROWE, 1998). Em 1941, a espécie foi denominada de *Heterodera cacti* por Filipjev & Schuurmans Stekhoven, e finalmente reclassificada para *C. cacti* (ESSER, 1992; EVANS; ROWE, 1998).

O gênero *Cactodera* é caracterizado por ter o estágio de cisto presente e pelas fêmeas com corpo de formato de limão ou globoso. Quando jovens as fêmeas são branco-leitosas (0,37- 0,63 mm) (GRANEY; BIRD, 1990) e na maturação a coloração da cutícula tornam-se amarelas a castanha, formando, em seguida, os cistos. Nas fêmeas maduras e nos cistos, o cone vulvar (região da vulva localizada sobre uma elevação de aspecto cônico) e o 'pescoço' são curtos. Ao microscópio eletrônico de varredura, observam-se na cutícula dos cistos uma rugosidade constituída de estrias irregulares transversas, com linhas verticais ou oblíquas curtas. A vulva apresenta fenestração única de formato circular com uma abertura de 20 µm de diâmetro (muito curta para passagem de ovos), não apresenta fenestração anal e todos os ovos (cerca de 300 a 400 ovos) são acomodados dentro do cisto, não apresentando saco de ovos (WILSON, 2017).

A morfologia, anatomia e atividades biológicas, como penetração na raiz do hospedeiro, alimentação e as reações que causam nas raízes do hospedeiro, das várias espécies de nematoides que formam cisto, são muito semelhantes (SEINHORST, 1985).

2.7.1.1 Classificação taxonômica

FILO Nematoda - Potts, 1932

CLASSE Chromadorea - Inglis, 1983

SUBCLASSE Chromadoria - Pearse, 1942

ORDEM Rhabditida - Chitwood, 1933

SUBORDEM Tylenchina - Chitwood, 1950

INFRAORDEM Tylenchomorpha - De Ley & Blaxter, 2002

SUPERFAMILIA Tylenchoidea - Orley, 1980

FAMILIA Heteroderidae - Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941

SUBFAMILIA Heteroderinae - Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941

GÊNERO *Cactodera* - Krall and Krall, 1978

ESPÉCIE - *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941)
Krall & Krall, 1978 (CAIXETA; FURLANETTO; CARES, 2015).

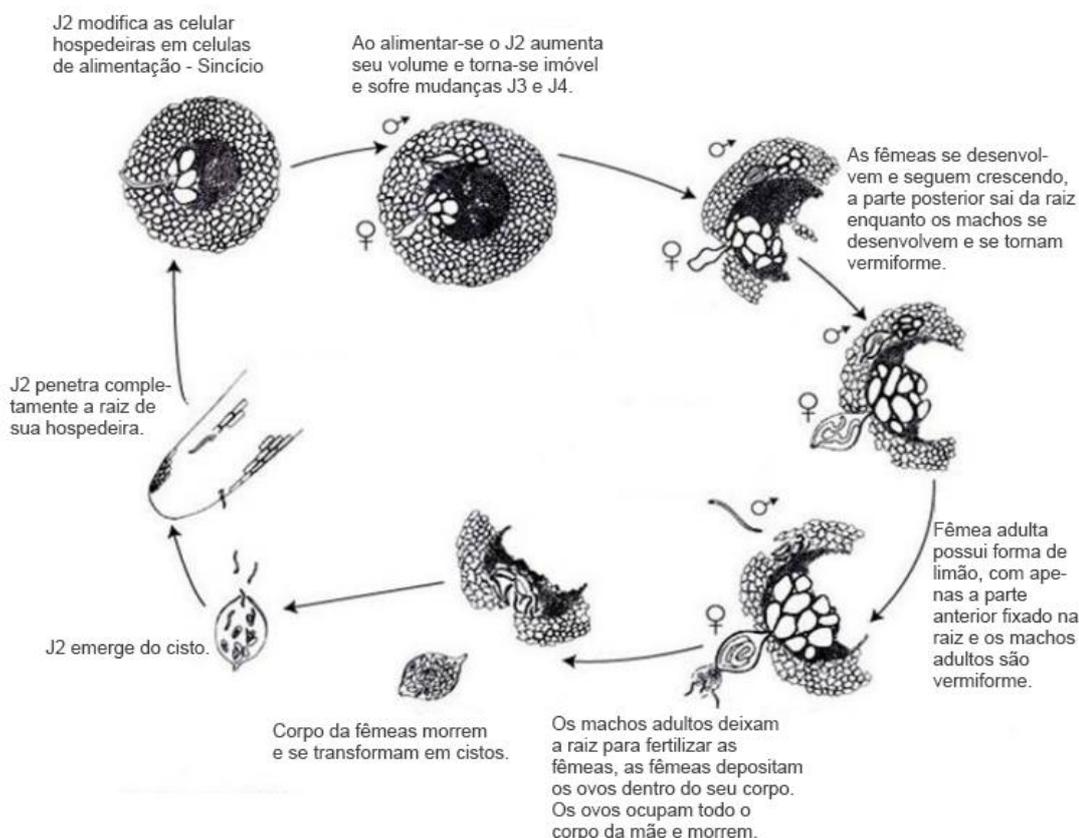
2.7.1.2 Ciclo de vida

O ciclo de vida dos heteroderídeos é constituído de seis fases: ovo, quatro fases juvenis [juvenil de primeiro (J1), segundo (J2), terceiro (J3) e quarto (J4) estádios], adulto macho ou fêmea. Ocorrem quatro mudanças de cutícula (ecdises) do J1 ao adulto. O J1 é formado no ovo e origina o J2 após primeira ecdise. O J2 permanece dormente por longo período, eclodindo sob condições favoráveis. A partir da eclosão do J2 do ovo presente dentro do cisto, que pode estar fixado na raiz ou disperso no solo, inicia-se a infecção da planta. O J2, medindo de 0,36-0,63 mm de comprimento, munido de um estilete medindo 22-28 µm de comprimento (GRANEY; BIRD, 1990), deixa o cisto, desloca-se e penetra na raiz da planta hospedeira ficando em posição paralela ao eixo central. Começa a se alimentar formando um sincício, conjunto de células hipertróficas, multinucleares e nutridoras. Com o início da alimentação ele se torna sedentário, o tamanho e volume do corpo aumentam, enlarguando gradativamente, carecendo de uma nova cutícula (ecdise), seguindo-se J3 e o J4 (WILSON, 2017; CARES; BALDWIN, 1995). Para dar origem à fêmea, o J4 sofre a última ecdise surgindo, posteriormente, uma fêmea arredondada. Como os nematoides formadores de cistos não desenvolvem um processo de hipertrofia nas células da raiz, não formando galhas, o tamanho do J4 e da fêmea faz com que

seu corpo fique exposto para fora da raiz com a parte anterior (região esofágiana) fixada à raiz. Assim, a fêmea é visualizada como uma pequena esfera branca ou amarela com cerca de 0,5 mm de diâmetro. Apesar do corpo visível externamente, o hábito do nematoide é do tipo endoparasita sedentário. Para originar um adulto macho, o J4 passa por um processo de metamorfose e se transforma em um indivíduo fusiforme (0,9 - 1,13 mm). Os machos ocorrem em grande número e são sexualmente ativos (AMORIM; REZENDE; BERGAMIM FILHO, 2011; GRANEY; BIRD, 1990; SEINHORST, 1985) .

A reprodução de heteroderídeos é principalmente por anfimixia, onde há cópula. A fêmea retém os ovos, preenchendo a totalidade do seu corpo, em seguida torna-se marrom, origina o cisto que se desprende da raiz. O ciclo completo de ovo a ovo dura em torno de 30 dias para a maioria dos nematoides formadores de cistos (Figura 6), podendo ser mais curto ou mais longo dependendo da temperatura (AMORIM; REZENDE; BERGAMIM FILHO, 2011).

Figura 6 - Ciclo de vida de *Cactodera cacti*.



Fonte: www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/Nematodes/PublishingImages/SoyCystNemadis cycle.jpg, (adaptado pelo autor).

Existem quinze espécies de *Cactodera* (*C. acnidae*, *C. amaranthi*, *C. aquatica*, *C. betulae*, *C. cacti*, *C. chaubattia*, *C. eremica*, *C. estonica*, *C. evansi*, *C. galinsogae*, *C. johanseni*, *C. milleri*, *C. thorne*, *C. torreyanae* e *C. weissi*) que parasitam espécies vegetais dentro das famílias Amaranthaceae, Asteraceae, Betulaceae, Brassicaceae, Cactaceae, Caryophyllaceae, Chenopodiaceae, Poaceae, Polygonaceae, Portulacaceae, Rosaceae e Solanaceae. A espécie *C. cacti* foi relatada associada a plantas dentro das famílias Cactacea, Apiaceae, Euphorbiaceae (ESSER, 1992).

Acredita-se que o gênero *Cactodera* tenha se evoluído perto do México, já que é considerado o centro de origem das cactáceas. O *C. cacti* pode ser encontrado em plantas nativas na Argentina, Brasil, Colômbia, México e partes dos EUA. O gênero não parasita apenas plantas de clima tropical ou subtropical, também é encontrado em regiões temperadas (EVANS; ROWE, 1998).

Registros de *C. cacti* no Brasil ocorreram nos anos de 2001 e 2007 e somente em São Paulo, nos quais o nematoide foi relatado parasitando algumas cactáceas ornamentais em vasos (SANTOS; PRETOZZO; MAIA, 2001) e posteriormente afetando a ornamental Flor de maio (*Schlumbergera* sp.) em condições de casa de vegetação (OLIVEIRA *et. al.*, 2007), não constituindo, assim, relatos de ocorrência natural do patógeno em campo.

Não há muitos estudos sobre os efeitos das espécies de *Cactodera* em culturas, em grande parte porque as hospedeiras parecem não ser economicamente importantes. Uma situação possível de se constituir grande problema seria nos casos em que as plantas hospedeiras fossem cultivadas com interesse comercial, como, o caso da *Opuntia* (Palma) que é explorada como uma cultura comercial no México. Nessa situação, o nematoide poderia provocar danos diretos ou favorecer a infecção por patógenos secundários resultando em perdas (BALDWIN; MUNDO-OCAMPO, 1991).

No Nordeste brasileiro esse nematoide pode se tornar um grande problema para o mandacaru, a palma e a pitiaia. No mandacaru, na forma ornamental, não somente afetando as plantas envasadas como contribuindo para disseminação do nematoide, a palma forrageira, por ser bastante explorada por criadores de vacas leiteiras, poderia ter sua produção comprometida e a pitiaia que vem se expandindo na área da fruticultura nordestina e que pode ser uma boa planta hospedeira e disseminadora do patógeno.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

Este trabalho foi conduzido em condições de casa de vegetação com uma espécie de nematoide formador de cisto, da família Heteroderidae, cuja ocorrência natural no estado do Ceará nunca havia sido registrada.

As análises dos ensaios foram realizadas junto ao Laboratório de Fitopatologia, Setor de Fitossanidade pertencente ao Departamento de Fitotecnia do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Ceará (UFC) - Campus do Pici, Fortaleza-CE.

Estudos específicos visando a correta identificação do patógeno, foram realizados na Agrônoma - Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário e Consultoria (Porto Alegre-RS), após o devido encaminhamento realizado pelo Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA.

O período de realização do trabalho foi entre agosto de 2016 e junho de 2017.

3.1 Histórico do nematoide no Ceará

Inicialmente, várias amostras de solos foram coletadas no Campus do Pici para aulas práticas da disciplina Fitopatologia II, obrigatória para os alunos do Curso de graduação em Agronomia. As amostras de solo coletadas serviriam para demonstrar aos alunos a Extração de Nematoides do Solo, segundo a técnica desenvolvida por Jenkins (1964) denominada "Método da Flotação Centrífuga em Solução de Sacarose" (TIHOHOD, 1993). Nessa técnica a amostra de solo é depositada em um balde adicionando-se água corrente. Após agitação e decantação do solo, a suspensão é vertida sobre peneiras de 20 (abertura 0,84 mm) de e 400 mesh (abertura 0,037 mm) sobrepostas. O material retido na peneira de 400 mesh é recolhido utilizando jatos de água e distribuído em tubos de centrífuga, submetendo-os à uma centrifugação a 1.800 rpm por cinco minutos. O sobrenadante é descartado, sendo adicionado ao sedimento uma solução de sacarose a 45%. Após ressuspensão e nova centrifugação por apenas um minuto, o sobrenadante é recolhido em peneiras de 400 mesh. O material é lavado sob água corrente para retirada da sacarose e recolhido com jatos de água em placas de Petri para exame dos exemplares de nematoides extraídos do solo.

O resultado obtido dessa extração foi mostrado aos alunos para que

pudessem analisar as formas de fitonematoides migradores comumente presentes no solo. Em uma dessas extrações, foi evidenciada a presença de alguns cistos de nematoides repletos de ovos e juvenis no seu interior. Esse fato causou surpresa uma vez que era desconhecida a existência de nematoides formadores de cisto no Ceará.

A partir de então, passou-se a procurar o seu hospedeiro natural nos locais onde fora coletado as amostras do solo. Após algumas análises de raízes de plantas presentes nas imediações dos locais de coleta, foi constatado que o nematoide estava infectando naturalmente raízes de plantas adultas de mandacaru, cactácea típica do Nordeste (Figura 7). Nas raízes superficiais da planta coletadas no local, foram observadas fêmeas e numerosos cistos do nematoide. Nas amostras de solo obtidas no local também estavam presentes grande quantidade de cistos (Figura 8).

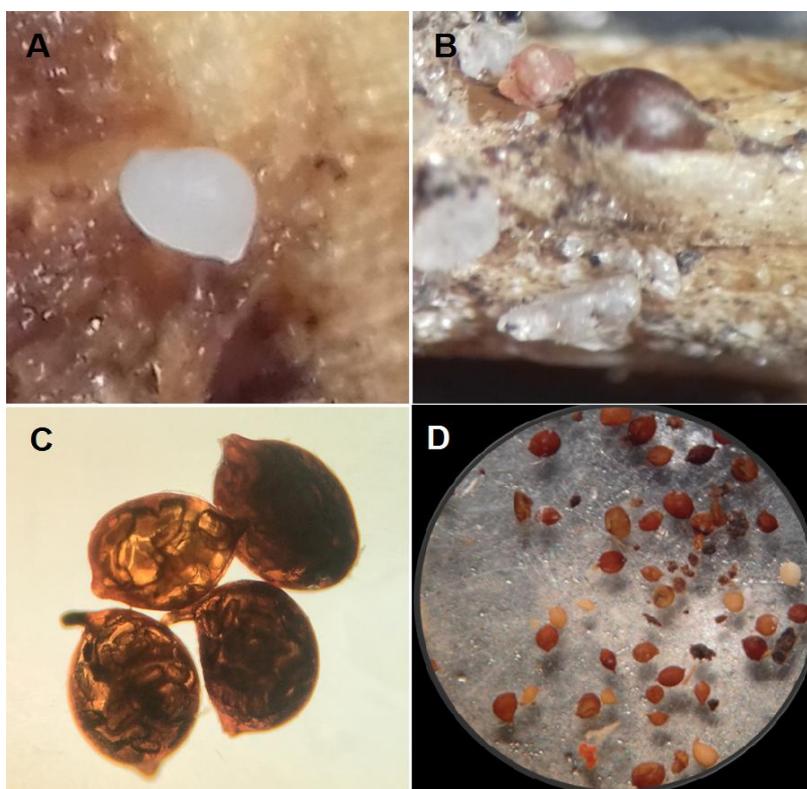
Após uma breve revisão na literatura sobre nematoides em cactáceas, as informações obtidas levaram a suspeitar tratar-se da espécie *Cactodera cacti*, heteroderídeo já relatado em mandacaru.

Figura 7- Mandacaru naturalmente infectado com *Cactodera cacti* no Campus do Pici. Setas apontam para as raízes superficiais coletadas.



Fonte: Santos, 2016

Figura 8 - *Cactodera cacti*: Fêmea (A); Detalhe de cisto incrustado em raiz de mandacaru (B); Cistos contendo ovos (C); Numerosos cistos obtidos do solo (D).



Fonte: Autor.

Após relato da ocorrência do novo patógeno no estado do Ceará ao MAPA, o mesmo providenciou que fosse efetuada a identificação da espécie do nematoide a partir de amostras coletadas e preparadas na UFC e enviadas para a Agrônômica - Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário e Consultoria (RS).

O relatório encaminhado ao MAPA pelo referido Laboratório, informava que, de acordo com estudos de caracteres morfológicos realizados com o patógeno, aliado à técnica *Polymerase Chain Reaction* (PCR) utilizando *primers* específicos [PRI736 (D3B), PRI737 (D2ab)] para o heteroderídeo das cactáceas, o nematoide associado ao mandacaru era realmente o *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941) Krall & Krall, 1978.

Este resultado configura-se como o primeiro relato do heteroderídeo parasitando naturalmente plantas de mandacaru no estado do Ceará e no Brasil.

Uma vez que esse fitonematoide possui importância mundial para as cactáceas e que pode representar um risco para as espécies comercialmente exploradas no Nordeste, procedeu-se à uma investigação de suas possíveis

hospedeiras.

Para o desenvolvimento deste trabalho, foram conduzidos três ensaios com diferentes espécies vegetais, incluindo: a) cactáceas ornamentais, b) cactáceas forrageira e frutífera, c) plantas hortaliças, visando-se, em todos os ensaios, a identificação de hospedeiros do nematoide.

Tentativa de extração de fêmeas e cistos foram, inicialmente, realizadas com uma metodologia adaptada da proposta por Coolen e D'Herde (1972) para nematoides de raízes. Nesta extração modificada, raízes de mandacaru foram manualmente lavadas sobre peneiras de 100 mesh. O material retido nessa peneira foi transferido para tubos de centrífugas utilizando-se pisseta com água. Em seguida, adicionaram-se, aproximadamente, 5 gramas de caulim e centrifugou-se a suspensão a 1.800 rpm por 5 minutos. Nessa etapa os cistos não sedimentaram sendo recolhidos, à parte, no descarte do sobrenadante. Ao precipitado adicionou-se sacarose com concentração variando de 45 a 60%. O sedimento foi ressuspenso e novamente centrifugado na mesma velocidade por 1 minuto. O sobrenadante foi colhido em peneira de 100 mesh e em seguida analisado. Entretanto não foi possível obter fêmeas, pois nessa ocasião as mesmas sedimentavam juntamente com caulim.

Diante do exposto, foi necessário buscar nova metodologia para otimizar a obtenção de cistos.

3.2 Método de extração de cistos empregado para heteroderídeo

A população de *C. cacti* utilizada no primeiro ensaio foi obtida a partir de solo e raízes de mandacaru naturalmente infestadas. Para a obtenção de ovos para a inoculação, foi utilizada uma adaptação da técnica de extração de cistos de *Heterodera glycines* a partir do solo seco desenvolvida pelo Shepherd em 1970 (FREITAS; NEVES; OLIVEIRA, 2007). Nessa metodologia, amostras de solo seco são colocadas em um erlenmeyer de 2 litros com adição de água até um quarto de seu volume. Agitação do frasco em movimentos giratórios para que todo o solo fique em suspensão. Em seguida, o frasco erlenmeyer foi preenchido até o "pescoço" com fortes jatos de água limpa. Deixou-se a suspensão decantar até que a água na superfície do frasco fosse clara. Em seguida, verteu-se cuidadosamente o sobrenadante, onde estavam os cistos, em peneiras de 60 mesh (abertura de

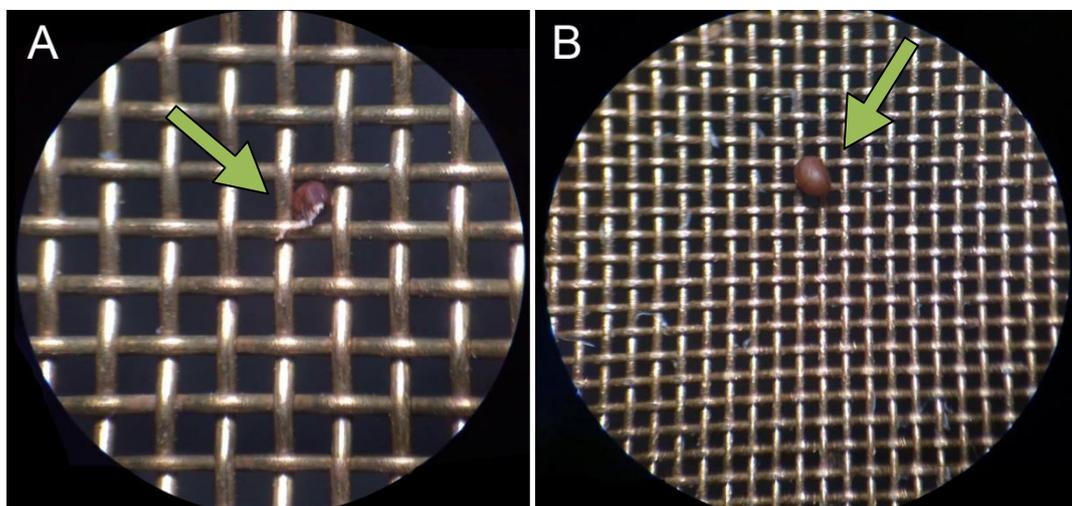
0,25mm) e 100 mesh (abertura de 0,15mm). Lavou-se o material da peneira de 60 para otimizar a passagem dos cistos e recolheu-se o material que ficou retido na peneira de 100 mesh, os cistos e resíduos de solo /raiz.

3.3 Método adaptado de Shepherd para extração de cistos de *Cactodera* do solo

Amostras de aproximadamente 500 gramas de solo infestado, obtido das proximidades das raízes do mandacaru, foram adicionadas a um balde com água, seguindo-se a agitação do solo e uma decantação por 3 minutos. A suspensão foi vertida em peneiras de 20 mesh e 100 mesh sobrepostas. Repetiu-se o procedimento de agitação do solo a passagem pelas peneiras por duas a três vezes para otimizar a obtenção de cistos. Na peneira de 20 mesh ficou retida apenas matéria orgânica e na peneira de 100 mesh ficaram os cistos dos nematoides e numerosos fragmentos de solo e de raiz. Em seguida, esse material da peneira de 100 mesh foi transferido para um frasco erlenmeyer de capacidade de 1 litro, adicionando-se água limpa até encher o frasco.

Nessa extração, se tivesse sido empregada a peneira de 60 mesh, a mesma iria reter os cistos de *Cactodera* pelo fato de serem maiores que os cistos de *Heterodera*. Na peneira de 40 mesh (abertura de 0,42mm), previamente testada, ocorreu a retenção parcial dos cistos presentes, sendo assim não usada também (Figura 9).

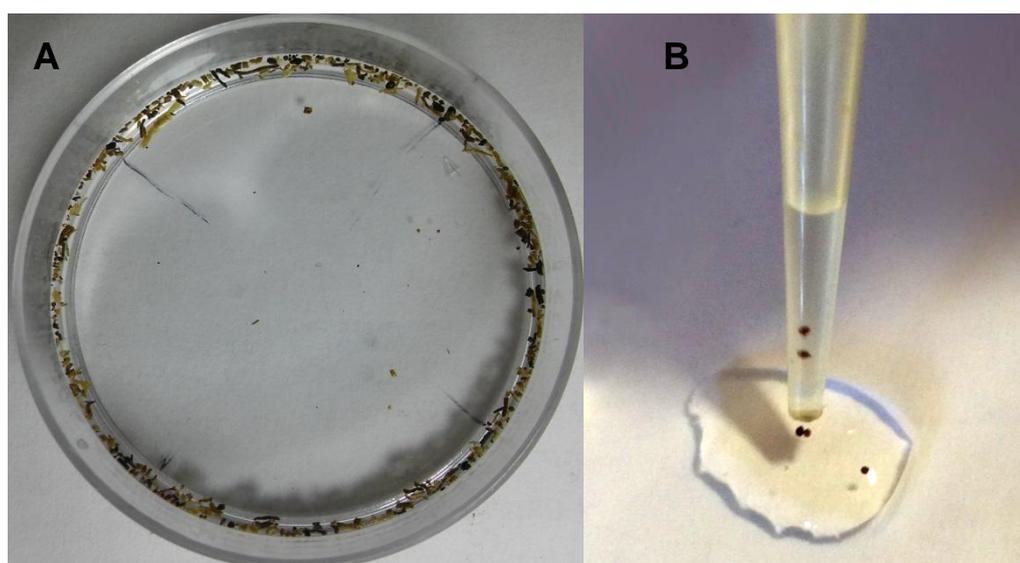
Figura 9 - Cistos de *Cactodera cacti* retido nas peneiras de 40 mesh (A) e na peneira de 100 mesh (B).



Fonte: Autor.

Como os cistos do nematoide possuem densidade menor que a da água eles permanecem flutuando no sobrenadante do frasco erlenmeyer. Utilizando-se de uma espátula pequena transferiu-se o material da superfície da água (cistos e matéria orgânica) para uma placa de Petri. Sob observação em microscópio estereoscópico com luz incidente foi possível visualizar e retirar apenas os cistos do nematoide. A retirada dos cistos foi realizada utilizando-se de uma ponteira usada em pipetas de volume fixo de 50 μ L, preenchida com água. A ponteira teve a extremidade cortada para aumentar o diâmetro da abertura e facilitar a passagem de cistos. Ao tocar nos cistos que estavam na superfície e borda da placa de Petri, facilmente os cistos entravam na ponteira pela força do empuxo (Figura 10).

Figura 10 – Placa com cistos de *Cactodera cacti* (A). Ponteira usada na coleta de cistos (B).



Fonte: Autor.

3.3.1 Obtenção de ovos de *Cactodera cacti* para inoculação do primeiro ensaio

Os cistos coletados com o método acima descrito foram transferidos para um almofariz de porcelana para serem triturados com pistilo na presença de água. Após macerados, a suspensão contendo ovos e fragmentos dos cistos foi vertida em becker graduado, o seu volume foi ajustado com água para 80 ml para determinação da concentração de ovos. Alíquotas de 50 μ L da suspensão, em contínua agitação, foram retiradas e colocadas em câmara de Peters contendo água para contagem de ovos em microscópio estereoscópico. Esse procedimento foi repetido por três vezes,

calculando-se a média de ovos presente naquela alíquota.

O número de ovos (NO) presentes no becker foi determinado conforme fórmula abaixo, onde: VT é o volume total da amostra, VA o volume da alíquota e NA número médio de ovos presentes na alíquota.

$$NO = \frac{VT \times NA}{VA}$$

3.3.1.1 Inoculação do primeiro ensaio

Neste ensaio foram inoculadas quatro espécies de cactáceas ornamentais: *Mammillaria prolifera* (Mill.) Haw., *Opuntia cochenillifera* L.(=*N. cochenillifera* L. Salm Dyck), *Cereus jamacaru* e *Echinopsis multiplex* (Pfeiff.) Zucc. ex Pfeiff. & Otto, cujas mudas, em pequenos vasos (Figura 11), foram adquiridas no orquidário do setor de Horticultura do CCA/UFC. O substrato utilizado na produção das mudas foi fibra de coco da Cascais Agroindústria[®], o qual é considerado inerte e estéril, garantindo a ausência de patógenos.

Figura 11 - Cactáceas ornamentais inoculadas com *Cactodera cacti* no primeiro ensaio.



Fonte: Autor.

Cada uma das mudas dos cactos ornamentais foi inoculada com 1.800 ovos do nematoide *C. cacti*. No substrato contido no vaso, foram feitos três orifícios

de aproximadamente 2 cm de profundidade equidistantes entre si, e da planta, com auxílio de um bastão de vidro. Em cada orifício, foi adicionado 1 ml da suspensão de ovos, em seguida os orifícios foram fechados. Para cada espécie foi feito o total de 6 repetições e 24 plantas das quatro cactáceas foram dispostas ao acaso na bancada. Nesse ensaio foram empregados, aproximadamente, 43.200 ovos do nematoide. Plantas de cada espécie foram também mantidas sem inoculação (testemunhas).

As mudas inoculadas permaneceram em casa de vegetação por 60 dias a uma temperatura média de $31^{\circ} \pm 3^{\circ}$ C com irrigação semanal.

Sessenta dias após a inoculação fez-se a retirada das plantas dos vasos, com remoção cuidadosa do substrato por imersão em becker com água para que se desprendesse o substrato da raiz. Após a retirada de boa parte do substrato, as raízes foram secas com papel de filtro e, em seguida, foi feita a análise em microscópio estereoscópico usando um estilete para auxiliar na procura do nematoide.

As plantas que apresentassem fêmeas e/ou cistos em suas raízes, seriam consideradas hospedeiras em potencial do nematoide *C. cacti*.

3.3.2 Obtenção de ovos de *Cactodera cacti* para inoculação do segundo ensaio

A extração de cistos para o segundo ensaio procedeu-se conforme a metodologia descrita anteriormente para o primeiro ensaio, ou seja, a partir de solo infestado.

Porém, para a obtenção de ovos foi empregando outro procedimento. Todos os cistos coletados com a ponteira, a partir da suspensão na placa de Petri, foram levados para a peneira de 100 mesh acoplada à peneira de 400 mesh. Sob água corrente, os cistos presentes na peneira de 100 mesh foram triturados com auxílio de um tubo de ensaio na posição horizontal. Essa trituração possibilitou o esmagamento dos cistos e, conseqüentemente, a liberação dos ovos de dentro dele, os quais passavam pela abertura da peneira de 100 mesh e eram retidos na peneira seguinte.

O material retido na peneira de 400 mesh (ovos e fragmentos dos cistos) foi recolhido com jatos de água em becker graduado para posterior contagem de ovos em câmara de Peters. A quantidade de ovos presente na suspensão foi definida, conforme cálculo já citado anteriormente.

3.3.2.1 Inoculação do segundo ensaio

No segundo ensaio, as espécies inoculadas foram: pitaia (*H. undatos*) e palma forrageira (*O. ficus-indica*), culturas exploradas economicamente no estado. As mudas de cada uma das espécies foram produzidas a partir de cladódios, cedidos pelo setor de Fruticultura e Setor de Forragicultura da UFC, respectivamente.

Os cladódios foram plantados em vasos de 1 kg de capacidade contendo uma mistura homogênea, previamente autoclavada, de solo e esterco de ovinos (2:1) num total de 20 vasos para cada espécie. Após 15 dias do plantio, o enraizamento das estacas estava consolidado. Cinco dias após a confirmação do enraizamento dos cladódios foi feita a inoculação com a quantidade de 3.200 ovos de *C. cacti* por planta.

A pitaia foi inoculada distribuindo-se a suspensão em três orifícios feitos com o bastão de vidro equidistantes entre si e a planta com profundidade média de 3 cm. Na inoculação da palma, foram feitos cinco orifícios ao redor da palma. Para cada espécie foram inoculadas 15 plantas ficando cinco sem inoculação.

A irrigação das plantas foi feita em dias alternados, permanecendo na casa de vegetação por 60 dias a uma temperatura média de $31^{\circ} \pm 3^{\circ}\text{C}$. Após 60 dias, todas as plantas foram retiradas dos vasos e acondicionadas em sacos plásticos de 5 litros para posterior observação de nematoides na raiz.

Em laboratório, procedeu-se a imersão das raízes em um becker de 2 litros contendo água para a retirada do excesso de solo aderido ao sistema radicular das plantas. Em seguida, foi feita a análise das raízes da pitaia e da palma em microscópio estereoscópico para constatar a presença de fêmeas/cistos. Porém, como o solo não se despreendeu totalmente das raízes, o que dificultava a visualização dos nematoides, optou-se por lavá-las novamente em água corrente, mas desta vez, sobre peneiras de 20 e 100 mesh. O material retido na peneira de 100 mesh foi recolhido em placas de Petri para observar a presença ou não de fêmeas/cistos. Essa prática assegurou se havia nematoide realmente parasitando as raízes.

As raízes que apresentaram fêmeas e/ou cistos foram consideradas potenciais hospedeiras de *C. cacti*.

3.3.3 Obtenção de cistos e ovos de *Cactodera cacti* para inoculação do terceiro

ensaio

O inóculo obtido para realização do terceiro ensaio foi adquirido a partir de raízes parasitadas de pitaia.

Para obtenção dos cistos e fêmeas, inicialmente as raízes da pitaia foram destacadas com tesoura e, em seguida, lavadas sob água corrente sobre peneiras de 20 e 100 mesh acopladas. O material retido na peneira de 20 mesh foi cuidadosamente lavado para que cistos aderidos a torrões de solo e fragmentos de raízes fossem liberados e passassem para a peneira de 100 mesh.

Para a obtenção de ovos, foi feita uma nova montagem usando peneiras de 100 mesh e de 400 mesh sobrepostas. Os cistos e fêmeas retidos na peneira de 100 mesh, foram triturados na própria peneira, desta vez com o fundo de um frasco de erlenmeyer de 250 mL sob jatos de água corrente. Com esse processo os ovos contidos no interior de cistos e das fêmeas maduras foram liberados, passando então para a peneira de 400 mesh. Os ovos e minúsculos fragmentos de raízes e solo que estavam nessa peneira foram recolhidos em um becker graduado com ajuda de uma pisseta com água.

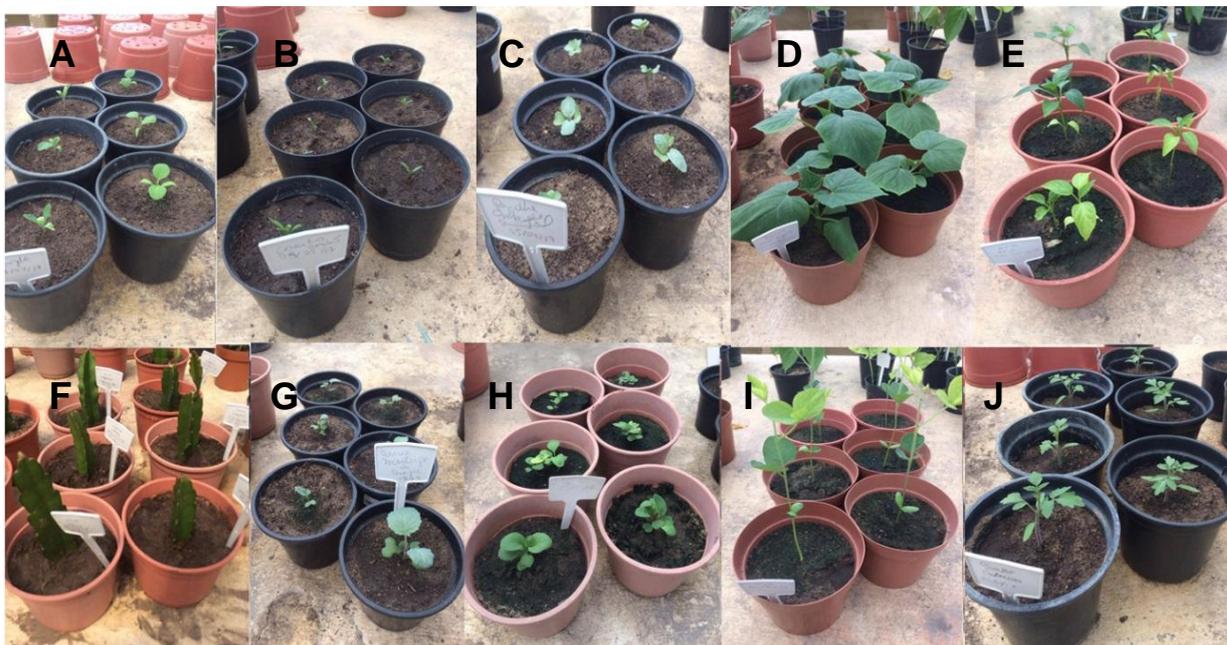
A estimativa da quantidade de ovos da suspensão foi realizada através de alíquotas e contagem em câmara de Peters, conforme já citado.

3.3.3.1 Inoculação do terceiro ensaio

No terceiro ensaio nove espécies de plantas foram utilizadas para inoculação: berinjela (*Solanum melogena* L.) 'Roxa', coentro (*Coriandrum sativum* L.) 'Verdão', couve (*Brassica oleracea* L.) 'Manteiga da Geórgia', pepino (*Cucumis sativus* L.) 'Verde Comprido', pimentão (*Capsicum annuum* L.) 'All Big', repolho (*Brassica capitata* L.) 'Chato de Quintal', rúcula (*Eruca sativa* Miller) 'Antonela', soja (*Glycines max* (L.) Merrill) 'NS7209' e tomate (*Solanum lycopersicum* L.) 'Santa Cruz', (Figura 12). As mudas foram produzidas em sementeiras de isopor de 200 células usando mistura homogênea, previamente autoclavada, de solo e esterco de ovinos (2:1). Após atingirem o estágio de dois pares de folhas verdadeiras, as mudas foram transplantadas para vasos de plástico de 0,5kg de capacidade contendo solo autoclavado.

Figura 12 – Plantas inoculadas com *Cactodera cacti*: berinjela (A); coentro (B); couve

(C); pepino (D); pimentão (E); pitiaia (F); repolho (G); rúcula (H); soja (I) e tomate (J).



Fonte: Autor.

Essas espécies foram testadas em razão do nematoide *C. cacti* ter sido encontrado nas proximidades de uma área de plantio experimental de hortaliças. A soja foi incluída por ser hospedeira de outro nematoide heteroderídeo, o *H. glycines*.

Para cada uma das nove espécies, foram inoculadas 6 mudas com 3.200 ovos de *C. cacti* (Figura 10). As plantas inoculadas permaneceram em casa de vegetação por 40 dias a uma temperatura média de $31^{\circ} \pm 3^{\circ}\text{C}$ com irrigação diária. Além dessas espécies, a pitiaia também foi inoculada como controle.

Após 40 dias da inoculação, todas as plantas foram cuidadosamente retiradas dos vasos, para não danificar as raízes, e colocadas em sacos plásticos. Em seguida, as plantas foram levadas para o Laboratório de Fitopatologia da UFC. Posteriormente, as raízes foram imersas em um becker de 2 litros contendo água para retirada de todo o solo aderido às raízes para se verificar a presença do patógeno. Ainda que as raízes estivessem limpas, para complemento dessa análise, as mesmas foram novamente lavadas em água corrente sobre peneiras de 20 e 100 mesh. O material retido na peneira de 100 mesh foi transferido para uma placa de Petri e examinado quanto à presença de fêmeas e/ou de cistos.

Figura 13- Tomate (*Solanum lycopersicum*) 'Santa Cruz' sendo inoculada com 3.200

ovos de *Cactodera cacti*.



Fonte: Autor

4 RESULTADO E DISCUSSÃO

4.1 Resultados do primeiro ensaio

A extração de cistos de *C. cacti* a partir de raízes infectadas resultou na obtenção de um maior número de cistos quando comparado com a extração usando amostras de solo. Vale ressaltar que a metodologia empregada para obtenção de cistos a partir de raízes é notadamente mais fácil que a extração empregando solo.

Com relação à obtenção de ovos para inoculação, verificou-se que a trituração dos cistos diretamente na peneira de 100 mesh e usando do erlenmeyer, foi mais prática, rápida e permitiu a continuidade no processo de obtenção do inóculo.

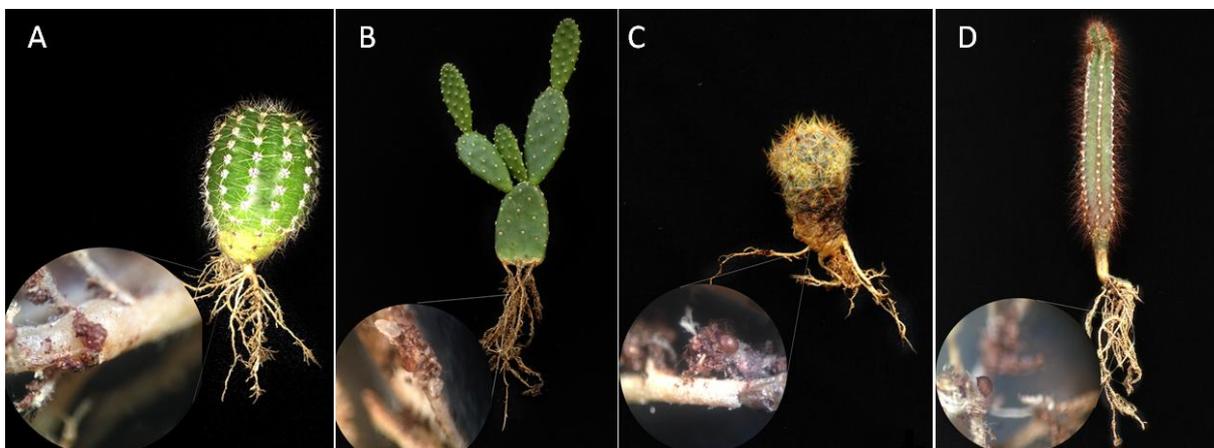
Uma limitação da extração do nematoide pelo método de Coolen e D'Herde, comumente empregado para raízes, foi a dificuldade de obter da mesma amostra, fêmeas e cistos, uma vez que fêmeas sedimentavam enquanto que os cistos flutuavam na sacarose, pois tem pesos diferentes.

Sessenta dias após a inoculação, as análises realizadas no sistema radicular das plantas testadas constataram que todas as espécies de cactos ornamentais apresentavam cistos de *C. cacti* inseridos nas raízes, evidenciando que ocorreu o desenvolvimento e a penetração de juvenis, os quais completaram seu ciclo de vida na planta, caracterizando as mesmas como hospedeiras do patógeno. Associação de *C. cacti* com *E. multiplex*, *M. prolifera* e *O. cochenillifera* (= *N. cochenillifera*) foi também relatado por Esser (1992). Duas espécies do gênero *Cereus*, *C. peruvianus* e *C. pteranthus* são também citadas como hospedeiras do nematoide pelo mesmo autor.

Ocorrência de *C. cacti* em mandacaru foi referido anteriormente por Duan, Wang e Chen (2012). As espécies inoculadas não apresentavam nenhum tipo de sintoma secundário (murcha, amarelecimento) característico de nematoides nas raízes. As plantas não inoculadas não apresentavam cistos nas raízes, indicando a sanidade das mudas adquiridas para o ensaio.

Fotos das espécies de cactos inoculadas e da presença de cistos nas raízes estão ilustradas na Figura 14.

Figura 14 - Plantas de *Echinopsis multiplex* (A), *Opuntia cochenillifera* (B), *Mammillaria prolifera* (C) e *Cereus jamacaru* (D) inoculadas com *Cactodera cacti*. No detalhe, raízes com cistos do nematoide.



Fonte: Autor.

4.2 Resultados do segundo ensaio

Na espécie frutífera e na forrageira, pitiaia e palma, decorrido o mesmo período de 60 dias, observou-se nas raízes lavadas das plantas (Figura 15) a presença de fêmeas, cistos jovens e cistos maduros de *C. cacti* (Figura 16). No interior dos cistos foi possível visualizar ovos e espécimes de juvenis de segundo estágio (J2) vivos (Figura 17). Esse resultado está de acordo com os relatos que citam a pitiaia e a palma como hospedeiros desse fitopatógeno (LABORATORY, 2011; PEREZ; VELEZ; ZERMENO, 2015).

Constatou-se que o número de cistos obtidos pela extração a partir de raízes de pitiaia (empregando a peneira de 100 mesh) era visivelmente superior à quantidade observada em raízes de palma. Porém, o número exato de cistos nas raízes de cada planta não foi quantificado.

Ressalta-se que a concentração de inóculo (3.200 ovos) usado nas plantas e o tempo após a inoculação (60 dias), foram os mesmos para as duas espécies.

As plantas infectadas não apresentaram sintomas secundários aos 60 dias. Esse tempo pode ter sido curto para o desenvolvimento de sintomas em cactáceas.

Nas plantas em que a inoculação inexistiu, não foi verificado a presença de nenhum cisto, garantindo que o nematoide que gerou o parasitismo estava

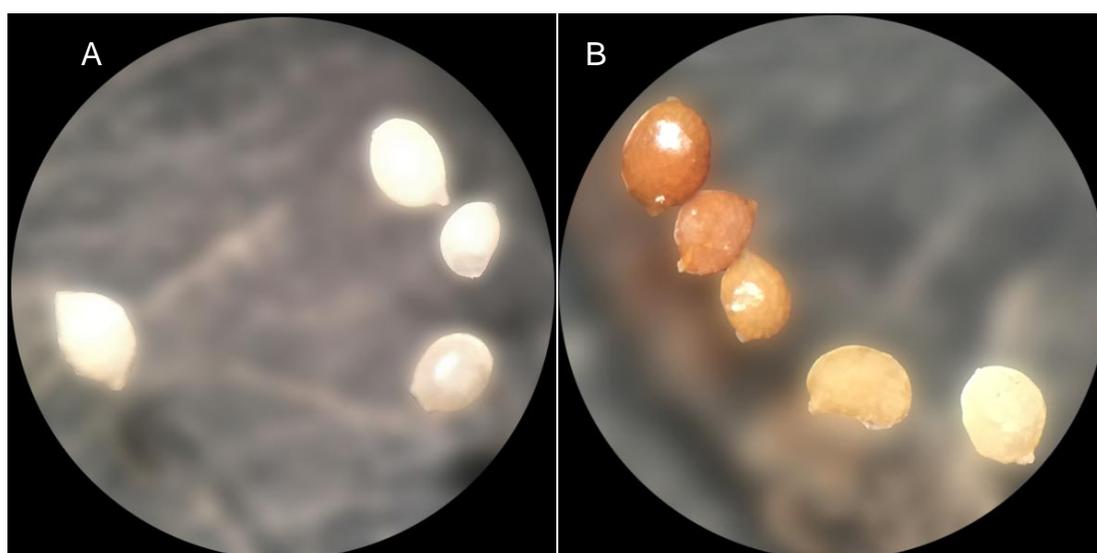
presente na suspensão inoculada e não no substrato da produção das mudas.

Figura 15 – Sistema radicular de palma (A) e pitaia (B) após lavagem.



Fonte: Autor.

Figura 16- Fêmeas de *Cactodera cacti* obtidas de raízes de pitaia (A) e cistos jovens e maduros retirados de raízes de palma (B).



Fonte: Autor

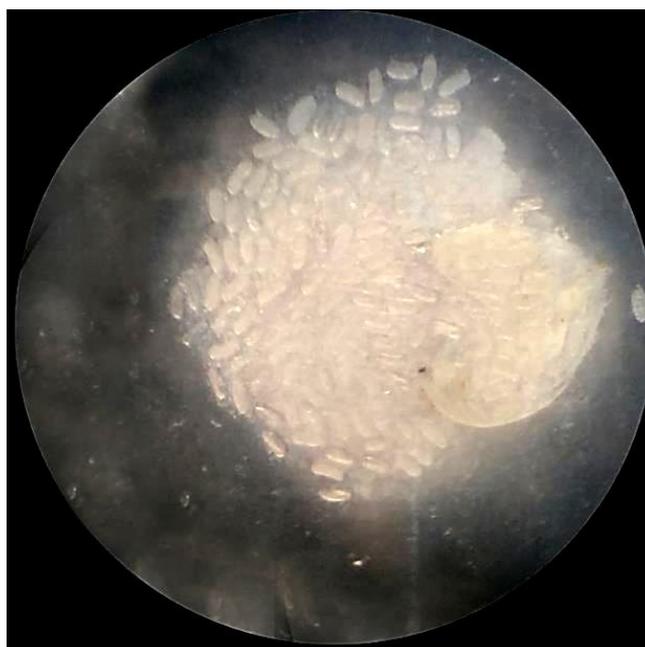
Figura 17 – Cisto retirado do sistema radicular de pitiaia após ser pressionado expondo ovos e juvenis de segundo estágio vivos (A); Detalhe de juvenil de segundo estágio (B).



Fonte: Autor.

Os cistos de coloração mais clara apresentavam apenas ovos em diferente estágios de desenvolvimento no seu interior. (Figura 18).

Figura 18 – Cisto jovem retirado do sistema radicular de palma com ovos no seu interior.



Fonte: Autor.

4.3 Resultados do terceiro ensaio

O resultado obtido do terceiro ensaio em que investigava-se o comportamento de soja e espécies hortaliças na presença de *C. cacti* pode ser evidenciado na (Tabela 1)

Tabela 1 – Hospedabilidade de diferentes famílias botânicas à *Cactodera cacti*.

Espécies	Variedade	Família botânica	Hospedabilidade*
<i>B. capitata</i>	'Chato de Quintal'	Brassicaceae	-
<i>B. oleracea</i>	'Manteiga da Geórgia'	Brassicaceae	-
<i>C. annuum</i>	'All Big'	Solanaceae	-
<i>C. sativum</i>	'Verdão'	Apiaceae	-
<i>C. sativus</i>	'Verde Cumprido'	Cucurbitaceae	-
<i>E. sativa</i>	'Antonela'	Brassicaceae	-
<i>G. max</i>	'NS7209'	Fabaceae	-
<i>S. lycopersicum</i>	'Santa Cruz'	Solanaceae	-
<i>S. melogena</i>	'Roxa'	Solanaceae	-
<i>H. undatus</i>	-	Cactaceae	+

*Espécies seguidas pelo sinal negativo (-) não apresentaram associação parasítica e espécies seguidas de sinal positivo (+) foi evidenciado parasitismo.

No artigo publicado por Esser (1992), o autor afirma que o nematoide *C. cacti* parasita espécies dentro da família Apiaceae (=Umbeliferaceae). Porém, a espécie dessa família testada (*C. sativum*) no presente trabalho não apresentou infecção por *C. cacti*. Outras duas famílias são consideradas por Esser (1992) como hospedeiras de *C. cacti*: Cactaceae e Euphorbiaceae. Esse fato confirma o exposto na Tabela 1, uma vez que plantas de outras cinco famílias botânicas não foram parasitadas pelo fitonematoide neste ensaio enquanto que na pitáia, uma cactácea, ocorreu um relevante parasitismo.

Vale salientar que outras espécies de nematoide dentro do gênero *Cactodera* parasitam plantas de famílias botânicas como: Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Caryophyllaceae, Curcubitaceae, Fabaceae, Poaceae e Rosaceae, as quais possuem espécies vegetais de grande importância econômica.

Com base no que ocorre atualmente com a soja e a figueira, espécies parasitadas pelos heteroderídeos *H. glycines* e *H. fici*, respectivamente, onde a presença dos nematoides no sistema radicular é um fator limitante para a produção dessas culturas (DIAS *et. al.*, 2009; PEREIRA, 2010), é possível supor que no Nordeste brasileiro o *C. cacti* se tornará um grande problema para o mandacaru, a palma e a pitiaia.

No mandacaru, não somente afetando o desenvolvimento das plantas ornamentais envasadas, como tendo nelas a contribuição para uma fácil disseminação do nematoide, uma vez que a comercialização dessas plantas na forma de mudas tem se intensificado bastante no setor paisagístico. Em campo, o mandacaru, como hospedeira natural, estaria multiplicando o patógeno e infestando solos. A palma forrageira, por ser bastante explorada por criadores de vacas leiteiras, poderia ter sua produção comprometida diminuindo a disponibilidade de forragem para os animais. A pitiaia, por sua vez, como uma fruteira que vem se expandindo na área da fruticultura nordestina pode ter igualmente redução na produção de frutos.

Estudos adicionais, no entanto, serão necessários para avaliar as prováveis perdas resultantes da associação do *C.cacti* com as cactáceas de importância para o estado, bem como para investigar, de forma mais ampla, a hospedabilidade de outras espécies vegetais e plantas de vegetação espontânea ao nematoide *C. cacti*.

5 CONCLUSÃO

O mandacaru, tanto em campo como em casa de vegetação, foi infectado pelo *Cactodera cacti*.

A palma forrageira, a pitiaia, bem como as cactáceas ornamentais *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria prolifera*, *Opuntia cochenillifera* mostraram-se hospedeiras de *C. cacti* em condições de casa de vegetação.

A pitiaia destacou-se por favorecer a produção de numerosos cistos do *C. cacti*.

A presença de *C. cacti* não apresenta riscos às culturas das oito hortaliças e da soja testadas, uma vez que as mesmas não foram parasitadas pelo nematoide.

REFERÊNCIAS

- ABREU, W. C. *et. al.*. Características físico-químicas e atividade antioxidante total de pitaias vermelha e branca. **Rev Inst Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 71, n. 4, p.656-661, 18 set. 2012.
- ALBUQUERQUE, S. G. **O bioma caatinga representado na cultura popular nordestina**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2001. 37 p. Disponível em: <<http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/134545/1/SDC166.pdf>>. Acesso em: 10 jun. 2017.
- ALENCAR, N. L. M.. **Fisiologia, bioquímica e morfologia da germinação de mandacaru (*Cereus jamacaru* D.C.)**. 2009. 111 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Agronomia, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2009. Cap. 1. Disponível em: <http://www.repositorio.ufc.br/bitstream/riufc/8633/1/2009_dis_nlmalencar.pdf>. Acesso em: 05 maio 2017.
- ALVES, H. B.; ALVES, H. B.; PEREIRA, F. R. A.. CARACTERÍSTICAS FITOTERÁPICAS DO *Cereus Jamacaru*: CACTO TÍPICO DA CAATINGA. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DIVERSIDADE DO SEMIARIDO, 1., 2016, Campina Grande. **Anais...** . Campina Grande: Conidis, 2016. p. 1 - 10.
- ANDRADE, C. T. S.; MARQUES, J. G. W.; ZAPPI, D. C.. Utilização medicinal de cactáceas por sertanejos baianos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v. 8, n. 3, p.36-42, out. 2006.
- ARAÚJO FILHO, J.T. de. Efeitos da adubação fosfatada e potássica no crescimento da palma forrageira (*Opuntia fícus-indica* Mill.)- Clone IPA-20. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife-PE, 2000, 78f.
- ARAÚJO, L. F. *et. al.*. Equilíbrio higroscópico da palma forrageira: Relação com a umidade ótima para fermentação sólida. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, n. , p.379-384, 14 jan. 2005.
- ARREOLA, H; ISHIKI, M; TERRAZAS, T. *Nopalea cochenillifera*. **Iucn Red List Of Threatened Species**, [s.l.], p.1-4, 12 set. 2015. IUCN. <http://dx.doi.org/10.2305/iucn.uk.2013-1.rlts.t152027a588771.en>.
- BALDWIN, J. G.; MUNDO-OCAMPO, M.. Heteroderinae, cyst and non-cyst-forming nematodes. In: NICKLE, W. R. (Ed.). **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, 1991. p. 275-362.
- BARBERA, G.. HISTÓRIA E IMPORTÂNCIA ECONÔMICA E AGROECOLÓGICA. In: SEBRAE (Org.). **Agroecologia, cultivos e usos da palma forrageira**. Paraíba: Sebrae, 2001. p. 147-157. Originalmente publicado pela Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Disponível em: <http://www.sebraepb.com.br:8080/bte/download/Agronegócios/163_1_arquivo_palm_a.pdf>. Acesso em: 13 jun. 2017.

BARBOSA, R. S. *et. al.*. Doenças da palma. In: PARAÍBA. Edson Batista Lopes. Pesquisador (Ed.). **Palma Forrageira: Cultivo, Uso Atual e Perspectivas de Utilização no Semi-árido Nordestino**. João Pessoa. 2007. Cap. 1. p. 11-32.

BARTHLOOT, W.; HUNT, D. R.. Cactaceae. In: KUBIZTKI, K.; ROHWER, J. G.; BITTRICH, V.. **The Families and Genera of Vascular Plants - Dicotyledons**. Berlin: Springer-verlag, 1993. p. 161-197.

BARTHLOTT, W.; HUNT, D. **Seed-diversity in the Cactaceae**: subfam. Cactoideae. 5. ed. Milborne Port: Rainbow Gardens, 2000. 173 p.

BARTHLOTT, W.; POREMBSKI, St.. Ecology and Morphology of Blossfeldia liliputana(Cactaceae): a Poikilohydric and almost Astomate Succulent*. **Botanica Acta**, [s.l.], v. 109, n. 2, p.161-166, abr. 1996. Wiley-Blackwell. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1438-8677.1996.tb00556.x>.

BASTOS, D. C. *et. al.*. Propagação da Pitaya 'vermelha' por estaquia. **Ciência e Agrotecnologia**, [s.l.], v. 30, n. 6, p.1106-1109, dez. 2006. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1413-70542006000600009>.

BELLEÇ, F. L.; VAILLANT, F.; IMBERT, E. Pitahaya (Hylocereusspp.): a new fruit crop, a market with a future. **Fruits**, [s.l.], v. 61, n. 4, p.237-250, jul. 2006. International Society for Horticultural Science (ISHS). <http://dx.doi.org/10.1051/fruits:2006021>.

BRAGA, R. **Plantas do Nordeste: especialmente do Ceará**. 3. ed. Fortaleza: Mossoró, 1976. 540 p

BRAUN, P.; MACHADO, M.; TAYLOR, N. P.. Cereus jamacaru. **Iucn Red List Of Threatened Species**, [s.l.], p.1-5, 10 set. 2015. IUCN. <http://dx.doi.org/10.2305/iucn.uk.2013-1.rlts.t152911a693787.en>.

BRAZILIAN FLORA 2020 in construction. Rio de Janeiro Botanical Garden. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em: 18 junho 2017

CÁCERES, J. M. L. **Cactus y suculentas**: Plantas de coleccionismo. 2003. Disponível em: <[http://www.arbolesornamentales.es/cactus y suculentas.htm](http://www.arbolesornamentales.es/cactus_y_suculentas.htm)>. Acesso em: 18 jun. 2017.

CAIXETA, L. B.; FURLANETTO, C.; CARES, J. E.. Gênero Heterodera. In: OLIVEIRA, C. M. G.; CASTRO, L. H. S.; SANTOS, M. A.. **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millenium, 2016. p. 133-142.

CANTO, A. R. **El cultivo de pitahaya en Yucatan**. 1993. 53 f. Tese (Doutorado) - Curso de Agronomia, Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, 1993.

CARES, J. E.; BALDWIN, J. G.. Nematoides formadores de cisto do genero Heterodera. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Brasília, v. 3, n. 11, p.29-84, 1995.

CARNEIRO, J. CACTOS: **Rústicos, belos, rentáveis e cultivados no Sertão paraibano.** 2003. Disponível em: <<http://joseliocarneiro.blogspot.com.br/2013/05/cactos-rusticos-belos-rentaveis-e.html>>. Acesso em: 18 ago. 2017.

CATALOGUE OF LIFE. **Detalhes das espécies : Hylocereus undatus (Haw.) Britton & Rose.** Disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org/col/details/species/id/44474a76db7b48d4d12f2aaeee717488>>. Acesso em: 18 jun. 2017.

CAVALCANTI, V. A. L. B. *et. al.*. CONTROLE DAS COCHONILHAS DA PALMA FORRAGEIRA. 2008. Disponível em: <<http://www.ipa.br/resp38.php>>. Acesso em: 18 jun. 2017.

CERRATINGA (Brasília) (Org.). **Mandacaru:** Espécie da Caatinga. Disponível em: <<http://www.cerratinga.org.br/mandacaru/>>. Acesso em: 28 maio 2017.

CNIP. (Recife). MANDACARU (Cereus jamacaru). **Centro Nordestino de Informações de Planta.** Disponível em: <<http://www.cnip.org.br/PFNMs/mandacaru.html>>. Acesso em: 13 jun. 2017.

COLAÇO, M. A. S. *et. al.*. Biologia reprodutiva de *Melocactus glaucescens* Buining & Brederoo e *M. paucispinus* G. Heimen & R. Paul (Cactaceae), na Chapada Diamantina, Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, [s.l.], v. 29, n. 2, p.239-249, jun. 2006. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0100-84042006000200005>.

CORREIA, D. *et. al.*. Produção de Mudas de Mandacaru. 39. ed. Fortaleza: Embrapa, 2012. 6 p. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/951853/1/CIT12002.pdf>>. Acesso em: 22 jun. 2017.

CORREIA, D. *et. al.*. **Produção de Mudas de Mandacaru.** 39. ed. Fortaleza: Embrapa, 2012. 6 p. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/951853/1/CIT12002.pdf>>. Acesso em: 22 jun. 2017.

COSTA, A. C. *et. al.*. Armadilhas e iscas alimentares na captura de insetos na pitaia em Lavras-MG. **Revista Cultivando O Saber**, Lavras, v. 3, n. 9, p.275-282, jul. 2016.

COSTA, A. C.. **Adubação orgânica e ensacamento de frutas na produção da pitaia vermelha.** 2012. 70 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Agronomia, UFLA, Lavras, 2012.

DAVET, A. *et. al.*. Atividade antibacteriana de *Cereus jamacaru* DC, Cactaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, [s.l.], v. 19, n. 2, p.561-564, jun. 2009. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1590/s0102-695x2009000400009>.

DAVET, A. **STUDO FITOQUÍMICO E BIOLÓGICO DO CACTO – Cereus jamacaru DE CANDOLLE, CACTACEAE.** 2005. 121 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de

Farmácia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.

DELGADO, A.; LÓPEZ, K. I.; KONDO, T.. Reporte de una mosca del género *Neosilba* McAlpine (Diptera: Lonchaeidae) asociada a la pudrición basal del fruto de la pitaya amarilla, *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran en Colombia. **Museo de Entomología de La Universidad del Valle**, Cali, v. 11, n. 1, p.31-33, jan. 2010.

DIAS, Waldir P.. Nematóides de Cisto da Soja: Biologia e Manejo Pelo Uso da Resistência Genética. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 1, p.1-16, 2009.

DONADIO, L. C. Pitaya. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 3, p.1-1, set. 2009. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452009000300001>. Acesso em: 18 jul. 2016

DREZNER, T. D. The keystone saguaro (*Carnegiea gigantea*, Cactaceae): a review of its ecology, associations, reproduction, limits, and demographics. **Plant Ecology**, [s.l.], v. 215, n. 6, p.581-595, 10 abr. 2014. Springer Nature. <http://dx.doi.org/10.1007/s11258-014-0326-y>.

DUAN, Y. X.; WANG, D.; CHEN, L. J.. First Report of the Cactus Cyst Nematode, *Cactodera cacti*, on Cactus in Northern China. **Plant Disease**, [s.l.], v. 96, n. 9, p.1385-1385, set. 2012. Scientific Societies. <http://dx.doi.org/10.1094/pdis-04-12-0374-pdn>.

ESSER, R. P.. Cactus cyst nematode: *Cactodera cacti*. **Bureau Of Nematology**, Gainesville, v. 1, n. 197, p.1-3, fev. 1992

EVANS, K.; ROWE, A.. Distribution and economic importance. In: SHARMA, S. B. (Ed.). **The Cyst Nematodes**. [s.l.]: Springer, 1998. p. 1-30.

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

FERRAZ, S. *et. al.* **Manejo sustentável de fitonematóides**. Viçosa: Ufv, ed. 2, 2012. 306 p.

FREIRE, F. C. O. Introdução de fitopatógenos e doenças emergentes na agricultura cearense. **Essentia**, Sobral, v. 16, n. 2, p.22-39, jun. 2015.

FREIRE, F. C. O.. **Patógenos Associados ao Mandacaru (*Cereus jamacaru* Dc.) no Estado do Ceará**. 2009. Embrapa Agroindústria Tropical. Disponível em: <caju.cnpat.embrapa.br/cd/jss/acervo/Ct_148.pdf>. Acesso em: 18 junho 2017.

GONÇALVES, A.. **Pitaya**. 2017. Disponível em: <<http://www.ceasacampinas.com.br/novo/DicasVer.asp?id=1674>>. Acesso em: 13 jun. 2017.

GONZAGA, D. R. *et. al.* Cactaceae na Serra Negra, Minas Gerais, Brasil.

Rodriguésia, [s.l.], v. 65, n. 2, p.443-453, jun. 2014. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s2175-78602014000200009>.

GRANEY, L. S. O.; BIRD, G. W. Descriptions and Comparative Morphology of *Cactodera milleri* n. sp. (Nematoda: Heteroderidae) and *Cactodera cacti* with a Review and Key to the Genus *Cactodera*. **Journal Of Nematology**, Hanover, v. 4, n. 22, p.457-480, 1990.

GRIFFITH, M. P.; PORTER, J. M. Phylogeny of Opuntioideae (Cactaceae). International Journal Of Plant Sciences, [s.l.], v. 170, n. 1, p.107-116, jan. 2009. University of Chicago Press. <http://dx.doi.org/10.1086/593048>.

HOA, T.t. *et. al.*. Postharvest quality of Dragon fruit (*Hylocereus undatus*) following disinfecting hot air treatments. **Postharvest Biology And Technology**, [s.l.], v. 41, n. 1, p.62-69, jul. 2006. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.postharvbio.2006.02.010>. <http://dw.prohort.conab.gov.br/pentaho/Prohort>. 2017.

JUNQUEIRA, K. P. *et. al.*. Informações Preliminares sobre uma Espécie de *Pitaya* do Cerrado. **Embrapa**, Planaltina, v. 1, n. 62, p.1-18, dez. 2002. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/566991/1/doc62.pdf>>. Acesso em: 24 maio 2016

LIMA, C. A. **CARACTERIZAÇÃO, PROPAGAÇÃO E MELHORAMENTO GENÉTICO DE PITAYA COMERCIAL E NATIVA DO CERRADO**. 2013. 124 f. Tese (Doutorado) - Curso de Agronomia, Universidade de Brasília, Brasília, 2013. Disponível em: <[http://repositorio.unb.br/bitstream/10482/12930/1/2013_Cristiane Andrea de Lima.pdf](http://repositorio.unb.br/bitstream/10482/12930/1/2013_Cristiane%20Andrea%20de%20Lima.pdf)>. Acesso em: 07 jun. 2017.

LIMA, I. M. M.; GAMA, N. S. Registro de Plantas Hospedeiras (Cactaceae) e de Nova Forma de Disseminação de *Diaspis echinocacti* (Bouché) (Hemiptera: Diaspididae), Cochonilha-da-Palma-Forageira, nos Estados de Pernambuco e Alagoas. **Neotropical Entomology**, Maceió, v. 3, n. 30, p.479-481, set. 2001. Mensal.

LIMA, J. L. S. Plantas forrageiras da caatinga: uso e potencialidades. Petrolina: **Embrapa**, 1996. 44 p. Disponível em: <<http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/132354/1/FORRAGEIRASP1.pdf>>. Acesso em: 12 set. 2015.

LIU, M. R.; HUNG, C. L.; LIU, R. F.. First Report of Cactus virus X on *Hylocereus undatus* (Cactaceae) in Taiwan. **Plant Disease**, [s.l.], v. 85, n. 2, p.229-229, fev. 2001. Scientific Societies. <http://dx.doi.org/10.1094/pdis.2001.85.2.229a>

LOPES, E. A.; FERRAZ, S.. Importância dos fitonematoides na agricultura. In: OLIVEIRA, C. M. G.s de; CASTRO, L. H. S.; SANTOS, M. A.. **Diagnose de Fitonematoides. Campinas: Millenium**, 2016.

LOPES, E. B. *et. al.*. Relato do primeiro caso de nematoide-das-galhas em palma forrageira na Paraíba. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, João Pessoa, v. 7,

p.55-57, dez. 2013.

MAIA, G. N. Caatinga: árvores e arbustos e suas utilidades. São Paulo: **D&z** Editora, 2004. 413 p.

MARQUES, Virna Braga. **Propagação seminífera e vegetativa de pitaia (*Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose)**. 2008. 85 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Fitotecnia, Produção Vegetal, Departamento de Agricultura, Universidade Federal De Lavras, Lavras, 2008. Disponível em: <http://biblioteca.universia.net/html_bura/ficha/params/id/33865968.html>. Acesso em: 06 set. 2008.

MEDINA, J. A.; KONDO, T.. Listado taxonómico de organismos que afectan la pitaya amarilla, *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran (Cactaceae) en Colombia. **Revista Corpoica: Ciencia y Tecnología Agropecuaria**, Palmira, v. 1, n. 13, p.41-46, jun. 2012.

MENEZES, M. O. T. de; TAYLOR, N. P.; LOIOLA, M. I. B. Flora do Ceará, Brasil: Cactaceae. **Rodriguésia**, [s.l.], v. 64, n. 4, p.757-774, dez. 2013. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s2175-78602013000400007>.

MENEZES, M. O. T.; RIBEIRO-SILVA, S. CACTÁCEAS DO CEARÁ, BRASIL: PRIORIDADES PARA A CONSERVAÇÃO. **Revista Gaia Scientia**, João Pessoa, v. 9, n. 2, p.67-76, nov. 2015.

MONTEIRO, R. F.; BECKER, V. O. A new *Sigelgaita* Heinrich (Lepidoptera, Pyralidae, Phycitinae) feeding on cacti in Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, [s.l.], v. 19, n. 1, p.229-304, jul. 2002. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0101-81752002000500023>.

MOREIRA, R. A. *et al.*. **CULTIVO DA PITAIA: IMPLANTAÇÃO**. 92. ed. Lavras/mg: Ufla, 2012. 16 p.

MOURA, M.S. B. *et al.*. Aptidão do Nordeste Brasileiro ao Cultivo da Palma Forrageira sob Cenários de Mudanças Climáticas. In: SIMPÓSIO DE MUDANÇAS CLIMÁTICAS E DESERTIFICAÇÃO NO SEMIÁRIDO BRASILEIRO, 3., 2011, Juazeiro. Artigo em Anais de Congresso. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2011. p. 1 - 6. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/51605/1/Magna4.pdf>>. Acesso em: 13 jun. 2017.

NEMABASE: searchable database of the host status of plants to nematodes. searchable database of the host status of plants to nematodes. 2016. Disponível em: <<http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemalex/Nemabase2010/NemabaseSearchMenu.htm>>. Acesso em: 18 jun. 2017.

NEMATODE Species Descriptions. 2017. Disponível em: <<http://nematode.unl.edu/nemaID.htm>>. Acesso em: 18 jun. 2017.

NETZEL, M. *et al.*. Renal excretion of antioxidative constituents from red beet in humans. **Food Research International**, [s.l.], v. 38, n. 8-9, p.1051-1058, out. 2005.

Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2005.03.016>.

NICOL, J. M. *et al.*. Current Nematode Threats to World Agriculture. **Genomics And Molecular Genetics Of Plant-nematode Interactions**, [s.l.], p.21-43, 2011. Springer Netherlands. http://dx.doi.org/10.1007/978-94-007-0434-3_2.

NUNES, C. S. USOS E APLICAÇÕES DA PALMA FORRAGEIRA COMO UMA GRANDE FONTE DE ECONOMIA PARA O SEMIÁRIDO NORDESTINO. **Revista Verde**, Mossoró, v. 6, n. 1, p.58-66, mar. 2011

NUNES, E. N. *et al.*. Pitaia (*Hylocereus* sp.): Uma revisão para o Brasil. **Gaia Scientia**, João Pessoa, v. 8, n. 1, p.90-98, 12 mar. 2014. Disponível em: <<http://periodicos.ufpb.br/ojs2/index.php/gaia/article/view/18397>>. Acesso em: 09 maio 2017.

OLIVEIRA, C. M. G. de *et al.*. **Ocorrência de nematoides fitoparasitos em plantas ornamentais nos Estados de São Paulo e Minas Gerais**. 2007. Disponível em: <<https://ornamentalhorticulture.emnuvens.com.br/rbho/article/viewFile/217/113>>. Acesso em: 03 maio 2017.

OLIVEIRA, E. R.. Alternativas de alimentação para pecuária do semiárido nordestino. In: SIMPÓSIO NORDESTINO DE ALIMENTAÇÃO DE RUMINANTES, 6., 1996, Natal. **Anais...** . Natal: Emparn, 1996. p. 127 - 147.

OLIVEIRA, F. T. *et al.*. PALMA FORRAGEIRA: ADAPTAÇÃO E IMPORTÂNCIA PARA OS ECOSSISTEMAS ÁRIDOS E SEMIÁRIDOS. **Revista Verde**, Mossoró, v. 5, n. 4, p.27-37, 2010.

ORTIZ-HERNÁNDEZ, Y. D.; CARRILLO-SALAZAR, J. A. Pitahaya (*Hylocereus* spp.): a short review. **Comunicata Scientiae**, Bom Jesus, v. 3, n. 4, p.220-237, 13 nov. 2012.

PEREIRA, T. O. **Desenvolvimento e produção de figueiras submetidas ao controle de nematoides**. 2010. 61 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Agronomia, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2010.

PÉREZ, M. P.; VÉLEZ, B. R.; ZERMEÑO, M. Á. A.. Nematodos asociados al nopal *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) en Milpa Alta, Ciudad de México. **Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas**, Cidade do México, v. 11, n. 1, p.2205-2209, abr. 2015.

PESSOA, A. S. **Cultura da palma forrageira**. Recife: SUDENE. Divisão de Documentação, 1967. 98p. (SUDENE. Agricultura, 5).

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, dez. 2012.

PIMENTEL, C. **METABOLISMO DE CARBONO NA AGRICULTURA TROPICAL**. 1ª edição Rio de Janeiro: Editora Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 1998.

PONTE, J. J. *Meloidogyne lordelloi* n. sp., nematoide parasite of *Cerus macrogonus* Salm Dyck. **Boletim Cearense de Agronomia**, v. 10, p. 59-93, 1969.

PONTE, J. J. Uma forma distinta de nematoide do gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887 (Nota Prévia). **Nematropica**, v. 3, n. 1, p. 6, 1973.

PORTELA, R. M. Diferentes doses de ácido giberélico (GA3) e substratos para produção de mudas de mandacaru. 2015. 56 f. **Dissertação de mestrado** - Curso de Agronomia, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2015.

PRADO, D. E.. As Caatingas da América do Sul. In: LEAL, Inara R.; TABARELLI, M.; SILVA, J. M. C. (Ed.). **Ecologia e Conservação da Caatinga**. Recife: Universitária da Ufpe, 2003. Cap. 1. p. 3-73.

PROHORT. **Programa Brasileiro de Modernização do Mercado Hortigranjeiro**. Disponível em: <dw.prohort.conab.gov.br/pentaho/Prohort> Acesso em 18 junho 2017

QUEIROZ, L. P.. Angiospermas do Semiárido Brasileiro. In: QUEIROZ, L. P.; RAPINI, A.; GIULIETTI, A. M. (Ed.). **Rumo ao Amplo Conhecimento da Biodiversidade do Semi-árido Brasileiro**. Brasília: Centro de Gestão e Estudos Estratégicos, 2006. Cap. 6. p. 47-53.

REGO, J. O.; FRANCESCHINELLI, E. V.; ZAPPI, D. C. Reproductive biology of a highly endemic species: *Cipocereus laniflorus* N.P. Taylor & Zappi (Cactaceae). **Acta Botanica Brasilica**, [s.l.], v. 26, n. 1, p.243-250, mar. 2012. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0102-33062012000100023>.

ROCHA, E. A.; AGRA, M. F.. FLORA DO PICO DO JABRE, PARAÍBA, BRASIL: CACTACEAE JUSS. **Acta Botânica Brasileira**., São Paulo, v. 16, n. 1, p.15-21, jan. 2002.

SALES, M. S. L. *et. al.*. *Cereus jamacaru* DE CANDOLLE (CACTACEAE), O MANDACARU DO NORDESTE BRASILEIRO. **Publicatio Uepg: Ciências Biológicas e da Saude**, [s.l.], v. 20, n. 2, p.135-142, 2014. Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG). <http://dx.doi.org/10.5212/publ.biologicas.v.20i2.0006>.

SANTOS, D. C. *et. al.* **MANEJO E UTILIZAÇÃO DA PALMA FORRAGEIRA (Opuntia e Nopalea) EM PERNAMBUCO**. Recife: Publicação da Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária - Ipa, 2006. 33 p. Disponível em: <http://www.ipa.br/publicacoes_tecnicas/Pal01.pdf>. Acesso em: 27 nov. 2013.

SANTOS, J. M.; PREZOTTO, T; MAIA, A. S.. Detecção de Heterodera cacti em São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Pícaricaba, v. 25, n. 1, p.139-140, jun. 2001.

SBRISSE, F. C.; MELO, A. G. C. CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA E CONSERVAÇÃO DE *Arthrocerus odoratus* F. Ritter. **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, Garça, v. 20, n. 1, p.19-28, ago. 2012. Disponível em:

<http://faef.revista.inf.br/imagens_arquivos/arquivos_destaque/Kacb4PHOZMGBEd2_2013-4-29-15-39-58.pdf>. Acesso em: 03 nov. 2016.

SCHEINVAR, L. Taxonomia das Opuntias utilizadas. In: SEBRAE (Org.). **Agroecologia, cultivos e usos da palma forrageira**. Paraíba: Sebrae, 2001. p. 147-157. Originalmente publicado pela Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Disponível em: <http://www.sebraepb.com.br:8080/bte/download/Agronegócios/163_1_arquivo_palm_a.pdf>. Acesso em: 13 jun. 2017.

SEINHORST, J. W.. THE DEVELOPMENT OF INDIVIDUALS AND POPULATIONS OF CYST NEMATODES ON PLANTS. In: LAMBERTI, F.; TAYLOR, C. E. (Ed.). **Cyst Nematodes**. London: Springer Science & Business Media, 1985. p. 101-118.

SFAGRO (Ed.). **Produtor investe no cultivo de pitaya e vende a fruta por até R\$ 40**. 2017. Disponível em: <<http://sfagro.uol.com.br/produtor-investe-no-cultivo-de-pitaya-e-vende-fruta-por-ate-r-40/>>. Acesso em: 18 jun. 2017.

SILVA, A. C. C. **Pitaya: Melhoramento e Produção de Mudanças**. 2014. 132 f. Tese (Doutorado) - Curso de Agronomia, Unesp, Campus de Jaboticabal - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2014.

SILVA, A. S. *et. al.*. Avaliação da composição físico-química da coroa-de-frade. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, Campina Grande, v. 5, n. 2, p.1-9, set. 2005

SILVA, M. C. L.; SANTOS, C. D. G.; SILVA, G. S. Espécies de Meloidogyne associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v. 47, n. 4, p.710-719, dez. 2016. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rca/v47n4/1806-6690-rca-47-04-0710.pdf>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

SILVA, R. R.; SAMPAIO, E. V. S. B. Palmas forrageiras Opuntia fícus-indica e Nopalea cochenillifera: sistemas de produção e usos. **Revista Geama**, Recife, v. 2, n. 1, p.131-141, set. 2015.

SILVA, W. R.; SAZIMA, M. Hawkmoth pollination in Cereus peruvianus, a columnar cactus from southeastern Brazil. **Flora**, [s.l.], v. 190, n. 4, p.339-343, nov. 1995. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0367-2530\(17\)30674-6](http://dx.doi.org/10.1016/s0367-2530(17)30674-6).

SOUZA, A. C. D.; CALVENTE, A. A FAMÍLIA CACTACEAE JUSS. NO RIO GRANDE DO NORTE. In: 64º CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA,, 2013, Belo Horizonte. **Anais...** . Belo Horizonte: Sociedade Botânica do Brasil, 2013. p. 1

STRACK, D.; T.VOGT; SCHLIEMANN, W.. Recent advances in betalain research. **Phytochemistry**, [s.l.], v. 62, n. 3, p.247-269, fev. 2003. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0031-9422\(02\)00564-2](http://dx.doi.org/10.1016/s0031-9422(02)00564-2).

TAKAHASHI, L. M. *et. al.*. First report of Colletotrichum gloeosporioides on Hylocereus megalanthus in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, [s.l.], v. 3, n. 1, p.96-97,

2008. Springer Nature. <http://dx.doi.org/10.1071/dn08038>.

TAKANE, R. J.; PIVETTA, K. F. L.; YANAGISAWA, S. S.. **Cultivo Técnico de Cactos e Suculentas Ornamentais**. 1ª Fortaleza: Grafhouse, 2009. 168 p.

TAYLOR, N. P., *Cactaceae*. In: ODLFIELD, S., **Cactus and Succulents plants: Status Survey and Conservation Action Plan**.. Cambridge: Iunc, 1997. p. 17-20.

THE PLANT, List. **The Angiosperms (Flowering plants)**. [s.l.], 2013. Disponível em: <<http://www.theplantlist.org/1.1/browse/A/>>. Acesso em: 28 de junho de 2017.

TIHOHOD, D. NEMATOLOGIA AGRÍCOLA APLICADA. São Paulo: **Funep**, 1993. 372 p.

VALENCIA-BOTÍN, Alberto J.; KOKUBU, Hirotaka; ORTÍZ-HERNÁNDEZ, Yolanda D.. A brief overview on pitahaya (*Hylocereus* spp.) diseases. **Australasian Plant Pathology**, [s.l.], v. 42, n. 4, p.437-440, 23 dez. 2012. Springer Nature. <http://dx.doi.org/10.1007/s13313-012-0193-8>.

VAZ, L. Plantas ornamentais: Cada vez mais populares, cactos e suculentas ganham fãs no Recife. 2017. Disponível em: <<http://entretenimento.ne10.uol.com.br/decoracao/noticia/2017/02/16/cada-vez-mais-populares-cactos-e->>. Acesso em: 18 jun. 2017.

WALACE, R. S. **Molecular systematic study of the Cactaceae: Using chloroplast DNA variation to elucidate Cactus phylogeny**. Bradleya, Milborne Port, v 13, p. 1 - 12, 1995.

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

WILSON, E. O. (Lincoln). **Genus Cactodera Krall' & Krall', 1978**. Disponível em: <<http://nematode.unl.edu/cactds.htm>>. Acesso em: 13 jun. 2017.

ZAPPI, D.; TAYLOR, N; LAROCCA, J. Introdução: A Riqueza das Cactaceae no Brasil. In: SILVA, S. R. *et. al.* (Org.). **PLANO DE AÇÃO NACIONAL PARA CONSERVAÇÃO DAS CACTÁCEAS**. Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, 2011. p. 17-109. (Série Espécies Ameaçadas nº 24).