



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA/FITOTECNIA

FRANCISCO BRUNO DA SILVA CAFÉ

IDENTIFICAÇÃO, BIOLOGIA E MANEJO CULTURAL DO NEMATOIDE DE CISTO
DAS CACTÁCEAS, *Cactodera cacti*

FORTALEZA
2024

FRANCISCO BRUNO DA SILVA CAFÉ

IDENTIFICAÇÃO, BIOLOGIA E MANEJO CULTURAL DO NEMATOIDE DE CISTO
DAS CACTÁCEAS, *Cactodera cacti*

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como requisito para obtenção do título de Doutor em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Fitotecnia.

Orientador: Prof. Dr. Cristiano Souza Lima
Coorientadora: Prof.^a Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos

FORTALEZA

2024

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Sistema de Bibliotecas

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

- C132i Café, Francisco Bruno da Silva.
Identificação, biologia e manejo cultural do nematoide de cisto das cactáceas, *Cactodera cacti* / Francisco Bruno da Silva Café. – 2024.
119 f. : il. color.
- Tese (doutorado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Fitotecnia), Fortaleza, 2024.
Orientação: Prof. Dr. Cristiano Souza Lima.
Coorientação: Profa. Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos.
1. Heteroderidae. 2. *Cereus jamacaru*. 3. *Hylocereus costaricensis*. I. Título.

CDD 630

FRANCISCO BRUNO DA SILVA CAFÉ

IDENTIFICAÇÃO, BIOLOGIA E MANEJO CULTURAL DO NEMATOIDE DE CISTO
DAS CACTÁCEAS, *Cactodera cacti*

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como requisito para obtenção do título de Doutor em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Fitotecnia.

Aprovada em: ___/___/_____.

BANCA EXAMINADORA

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

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

Prof. Dr. Gilson Soares da Silva
Universidade Estadual do Maranhão (UEMA)

Prof. Dr. Juvenil Enrique Cares
Universidade de Brasília (UnB)

Dr. Dagoberto Saunders de Oliveira
Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Ceará (ADAGRI)

Aos meus amados pais, Antonio e Socorro. À minha companheira, Isabelle. E à luz da minha vida, minha filha Bianca.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

À Universidade Federal do Ceará e ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia pelo apoio e pela estrutura que me permitiu desenvolver todo o trabalho ao longo destes anos.

Ao meu pai, Antonio Carlos, e à minha mãe, Socorro Café, expressei minha mais profunda gratidão pelo amor incondicional e pelo constante incentivo que sempre me proporcionaram. Vocês estiveram presentes em cada passo do meu caminho e os valores que me transmitiram, como caráter, integridade e perseverança, são os pilares que sustentam quem eu sou hoje. Vocês são meus maiores exemplos de vida. Por tudo isso, e por muito mais, sou eternamente grato.

À minha querida companheira, Isabelle Abreu, pela paciência inabalável e pelo companheirismo constante ao longo de todos os momentos da minha vida. Você sempre esteve ao meu lado, celebrando cada pequena vitória e, especialmente, nos períodos mais desafiadores de nossas vidas.

Minha sincera gratidão à Prof.^a Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos, que foi muito mais do que uma orientadora acadêmica desde a minha graduação. Seu apoio inestimável, confiança contínua, orientação precisa e dedicação incansável foram fundamentais para o meu desenvolvimento. Seu exemplo como profissional no ensino acadêmico é um modelo de excelência que transformou minha vida. Sou imensamente grato pela oportunidade de aprender e crescer sob sua orientação.

Ao Prof. Dr. Cristiano Souza Lima, pela disponibilidade ao longo de todo o meu doutorado e pelas valiosas contribuições e orientações, especialmente na área de biologia molecular.

Ao Prof. Dr. Juvenil Enrique Cares, pela valiosa contribuição na caracterização morfométrica do *Cactodera cacti* e por sua disponibilidade em participar da banca examinadora. Suas minuciosas e detalhadas correções e sugestões foram essenciais para o aprimoramento deste trabalho.

Aos demais membros da banca examinadora, Prof. Dr. Gilson Soares da Silva e Dr. Dagoberto Saunders de Oliveira, pela generosa disponibilidade e pelas

valiosas colaborações. Suas sugestões oferecidas enriqueceram significativamente a qualidade científica deste estudo.

A todos os meus colegas que compartilharam o Laboratório de Fitopatologia comigo ao longo de todos esses anos, pela ajuda, paciência e companhia que tornaram os dias no laboratório mais alegres e produtivos.

A todo o corpo docente do Departamento de Fitotecnia, expresse minha gratidão. A oportunidade de interagir com professores altamente qualificados foi fundamental para o meu crescimento acadêmico e pessoal, enriquecendo ainda mais minha experiência.

RESUMO

O fitonematoide *Cactodera cacti* vem adquirindo importância nas regiões onde ocorre no mundo por comprometer o desenvolvimento de cactáceas e por formar estrutura de resistência, denominada cisto, o qual pode ser facilmente dispersado e permanecer viável por anos em solo sem hospedeiras. Em razão da potencial ameaça de *C. cacti* para as cactáceas e da escassez de informações sobre sua biologia e controle, este estudo teve por objetivos: 1) identificar o nematoide formador de cisto encontrado em mandacaru (*Cereus jamacaru*) no Brasil; 2) investigar aspectos biológicos do nematoide envolvendo: ciclo de vida, número de ovos e de juvenis de segundo estágio (J2) em fêmeas e em cistos, gama de hospedeiras, eclosão de J2, multiplicação populacional e viabilidade de cistos em solo sem hospedeira; 3) avaliar a ação de exsudados radiculares de *Crotalaria juncea* e *C. spectabilis* sobre eclosão e motilidade de J2 e estudar formas de controle de *C. cacti* *in vivo* utilizando essas plantas antagonistas. Os ovos, J2 ou cistos do nematoide utilizados nos experimentos foram obtidos de raízes infectadas de pitiaia (*Hylocereus costaricensis*) e os ensaios foram conduzidos em casa-de-vegetação e no Laboratório de Fitopatologia/CCA/UFC. O nematoide formador de cisto encontrado em mandacaru foi *C. cacti*. No estudo de seu ciclo de vida em mandacaru, observou-se a formação de cistos aos 18 dias após a inoculação (DAI). O maior número de ovos estava presente em cistos de 21 e de 24 DAI e o maior número de J2 eclodidos foi constatado em cistos com 27 DAI. Somente cactáceas foram as hospedeiras de *C. cacti* e na presença de seus exsudatos houve maior estímulo das eclosões de J2. O nematoide multiplicou-se rapidamente em pitiaia a partir de um único cisto, observando-se mais de 30 cistos após 60 dias. A viabilidade de cistos por 42 meses em substrato seco foi confirmada após constatação de novos cistos em pitiaia plantada no mesmo substrato. As crotalárias não estimularam, nem inibiram eclosões de J2, mas afetaram sua motilidade e infectividade. O cultivo prévio das antagonistas reduziu a população de *C. cacti* e a incorporação de matéria fresca dessas plantas erradicou o fitonematoide em condições de casa-de-vegetação. Este estudo contribuiu para um melhor entendimento da biologia de *C. cacti*, aclarando importantes aspectos relacionados à patogenicidade, ao comportamento e à epidemiologia. Além disso, resultados deste estudo demonstraram a eficácia potencial de técnicas de controle cultural, sugerindo uma abordagem sustentável para um possível manejo do nematoide em campo.

Palavras-chave: Heteroderidae; *Cereus jamacaru*; *Hylocereus costaricensis*.

ABSTRACT

The plant-parasitic nematode *Cactodera cacti* has gained importance in regions where it occurs worldwide due to its detrimental effects on cactus development and its ability to form a resistant structure called a cyst, which can be easily dispersed and remain viable for years in soil without host plants. Given the potential threat of *C. cacti* to cacti and the scarcity of information on its biology and control, this study aimed to: 1) identify the cyst-forming nematode found in *mandacaru* (*Cereus jamacaru*) in Brazil; 2) investigate the biological aspects of the nematode, including its life cycle, number of eggs and second-stage juveniles (J2) in females and cysts, host range, J2 hatching, population multiplication, and cyst viability in soil without a host; 3) evaluate the effect of root exudates from *Crotalaria juncea* and *C. spectabilis* on J2 hatching and motility and study control methods for *C. cacti* in vivo using these antagonist plants. The nematode eggs, J2, or cysts used in the experiments were obtained from infected roots of dragon fruit (*Hylocereus costaricensis*), and the assays were conducted in a greenhouse and at the Phytopathology Laboratory/CCA/UFC. The cyst-forming nematode found in *mandacaru* was identified as *C. cacti*. In the study of its life cycle in *mandacaru*, cyst formation was observed 18 days after inoculation (DAI). The highest number of eggs was found in cysts at 21 and 24 DAI, and the highest number of hatched J2 was observed in cysts at 27 DAI. Only cacti served as hosts for *C. cacti*, and the presence of their root exudates stimulated greater J2 hatching. The nematode multiplied rapidly in dragon fruit from a single cyst, with more than 30 cysts observed after 60 days. Cyst viability for 42 months in dry soil was confirmed after new cysts were found in dragon fruit planted in the same soil. *Crotalaria* species did not stimulate or inhibit J2 hatching, but affected their motility and infectivity. The prior cultivation of the antagonist plants reduced *C. cacti* populations, and the incorporation of fresh plant matter eradicated the nematode under greenhouse conditions. This study contributed to a better understanding of *C. cacti* biology, clarifying important aspects related to pathogenicity, behavior, and epidemiology. Furthermore, the results demonstrated the potential effectiveness of cultural control techniques, suggesting a sustainable approach for the possible management of the nematode in the field.

Keywords: Heteroderidae; *Cereus jamacaru*; *Hylocereus costaricensis*.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

| | | |
|----------|--|----|
| Figura 1 | – Gêneros da família Cactaceae apresentando seus respectivos números de espécies no mundo | 17 |
| Figura 2 | – Principais doenças fúngicas do mandacaru (<i>Cereus jamacaru</i>). A- Podridão-azul (<i>Dichotomophthora cactacearum</i>); B- Podridão negra (<i>Lasiodiplodia theobromae</i>); C- Antracnose (<i>Colletotrichum</i> sp.) | 21 |
| Figura 3 | – Principais doenças da cultura da pitiaia por agente etiológico. A- Antracnose (<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>); B- Podridão mole (<i>Pectobacterium carotovora</i>); C- Vírus X do cacto (<i>Cactus virus X</i>) | 24 |
| Figura 4 | – Heteroderídeos no sistema radicular de suas hospedeiras após romper a epiderme radicular expondo sua região posterior. A- Fêmea de <i>Heterodera glycines</i> corada com fucsina ácida em raiz de soja; B- Cisto de <i>Globodera rostochiensis</i> em raiz de batata | 28 |
| Figura 5 | – Ciclo de vida de <i>Cactodera cacti</i> em pitiaia cultivada em casa-de-vegetação a 31 ± 3 °C | 33 |
| Figura 6 | – Árvore filogenética de máxima verossimilhança de <i>Cactodera</i> sp. e outras espécies da família Heteroderidae inferida a partir da região ITS. A sequência gerada neste estudo está em negrito. A barra de escala indica o número estimado de substituições por sítio | 43 |
| Figura 7 | – Árvore filogenética de máxima verossimilhança de <i>Cactodera</i> sp. e outras espécies da família Heteroderidae inferida a partir da região 28S. A sequência gerada neste estudo está em negrito. A barra de escala indica o número estimado de substituições por sítio | 44 |
| Figura 8 | – Fêmea aos 18 dias (A) e cistos de <i>Cactodera cacti</i> aos 21 (B), 24 (C) e 27 dias após a inoculação (D), respectivamente, em pitiaia | 55 |
| Figura 9 | – Plantas ornamentais utilizadas no teste de hospedabilidade a | |

| | | |
|-----------|---|----|
| | <i>Cactodera cacti</i> | 56 |
| Figura 10 | – Pitaia, cóleus, <i>Crotalaria juncea</i> e <i>Crotalaria spectabilis</i> em béqueres contendo 100 mL de água destilada com o intuito da obtenção de exsudatos radiculares de cada uma dessas espécies vegetais | 58 |
| Figura 11 | – Ciclo de vida de <i>Cactodera cacti</i> em <i>Cereus jamacaru</i> observado em microscópio | 61 |
| Figura 12 | – Estádios de desenvolvimento de <i>Cactodera cacti</i> em <i>Cereus jamacaru</i> após o método de coloração com fucsina ácida. A - J2 aos 6 dias após a inoculação (DAI); B - J3 aos 9 DAI; C - J4 aos 12 DAI; D - Fêmea ainda sem ovos aos 12 DAI; E - Fêmea madura com ovos aos 15 DAI | 62 |
| Figura 13 | – Cistos de <i>Cactodera cacti</i> recém-obtidos de pitaia plantada em vaso contendo substrato infestado com 50 cistos que permaneceram 42 meses em pousio. A- Cisto observado em microscópio estereoscópio; B- Cistos observados em microscópio óptico; C- Cisto aberto mecanicamente com ovos embrionados | 74 |
| Figura 14 | – <i>Crotalaria juncea</i> e <i>Crotalaria spectabilis</i> em béqueres contendo 100 mL de água destilada para a obtenção de exsudatos radiculares | 88 |
| Figura 15 | – Plantas em substrato infestado com 2.000 ovos ou 15 cistos de <i>Cactodera cacti</i> . A- <i>Crotalaria juncea</i> e B- <i>Crotalaria spectabilis</i> , C- Pitaia | 89 |
| Figura 16 | – Vasos com <i>Crotalaria juncea</i> (A) e <i>Crotalaria spectabilis</i> (B) com 60 dias utilizadas para obtenção de matéria fresca | 90 |
| Figura 17 | – Crotalária fragmentada a ser incorporada ao substrato infestado com ovos ou com cistos de <i>Cactodera cacti</i> (A) e crotalária já incorporada ao substrato (B) | 91 |
| Figura 18 | – Disposição dos vasos mantidos em casa-de-vegetação com a incorporação de material vegetal das crotalárias, pitaia (controle) e testemunha | 92 |

LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 1 – Elipses de 95% de confiança dos vetores de médias, de acordo com a primeira e segunda variáveis canônicas (Can1 e Can2), para os níveis do fator ‘Dias’ que indica o estágio de desenvolvimento de *Cactodera cacti*, em que: 18 - fêmeas maduras; 21 - cistos com coloração amarelo-pálido; 24 - cistos com coloração caramelo; 27 - cistos com coloração marrom 64
- Gráfico 2 – Número médio de eclosões após 10 dias de exposição de ovos de *Cactodera cacti* a exsudatos radiculares de pitaia, cóleus, água, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* 68
- Gráfico 3 – Número de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* no período de 10 dias na presença de exsudatos radiculares de pitaia, cóleus, água, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* 69
- Gráfico 4 – Número total de eclosão após 30 dias de exposição de cistos de *Cactodera cacti* aos exsudatos radiculares de pitaia, palma forrageira, mamilária, *Crotalaria spectabilis*, *Crotalaria juncea*, cóleus e água 70
- Gráfico 5 – Progresso de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* em um período de 30 dias em exsudatos radiculares de pitaia, palma forrageira, mamilária, cóleus, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* 71
- Gráfico 6 – Número de exemplares de fêmeas jovens, de fêmeas maduras e de cistos de *Cactodera cacti* obtidos após a inoculação de um único cisto em pitaia e observado após os períodos de 20, 40 e 60 dias 72
- Gráfico 7 – Projeção do número de cistos desenvolvidos em pitaia após a inoculação de um único cisto de *Cactodera cacti* 73
- Gráfico 8 – Número médio de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* obtidos a partir da exposição de ovos à exsudatos radiculares de *Crotalaria juncea*, *Crotalaria spectabilis* e à água (testemunha) durante o período de 10 dias 93
- Gráfico 9 – Número acumulado de eclosões de J2 de *Cactodera cacti*

| | |
|--|----|
| obtidos a partir da exposição de cistos à exsudatos radiculares de <i>Crotalaria juncea</i> , <i>Crotalaria spectabilis</i> e à água durante o período de 30 dias | 94 |
| Gráfico 10 – Número médio de J2 de <i>Cactodera cacti</i> móveis e imóveis ao final dos 10 dias de exposição aos exsudatos radiculares de <i>Crotalaria juncea</i> e <i>Crotalaria spectabilis</i> e à testemunha (água) | 95 |
| Gráfico 11 – Número médio de J2 de <i>Cactodera cacti</i> móveis, imóveis e recuperados após 24 h a partir de cistos em exsudatos radiculares de <i>Crotalaria juncea</i> e <i>Crotalaria spectabilis</i> e em água por 10 dias | 96 |
| Gráfico 12 – Número de fêmeas e de cistos de <i>Cactodera cacti</i> obtidos 30 dias após a inoculação de J2 móveis e imóveis em pitaia (<i>Hylocereus costaricensis</i>) após serem expostos à exsudatos radiculares de <i>Crotalaria juncea</i> e <i>Crotalaria spectabilis</i> | 97 |

LISTA DE TABELAS

| | | |
|----------|---|----|
| Tabela 1 | – Distâncias quadráticas de Mahalanobis* e valores descritivos de probabilidade** pelo teste F para os contrastes multivariados, considerando o fator ‘Dias’ que indica o estágio de desenvolvimento de <i>Cactodera cacti</i> , em que: 18 - fêmeas maduras; 21 - cistos com coloração amarelo-pálido; 24 - cistos com coloração caramelo; 27 - cistos com coloração marrom | 63 |
| Tabela 2 | – Coeficientes canônicos padronizados pelo total amostral e porcentagem da variação total explicada por cada variável canônica, considerando o fator ‘Dias’, que indica o tempo de surgimento de fêmeas e de cistos de <i>Cactodera cacti</i> | 63 |
| Tabela 3 | – Comportamento de 15 espécies vegetais inoculadas com 2.000 ovos de <i>Cactodera cacti</i> após 45 dias da inoculação | 66 |
| Tabela 4 | – Comparação entre as cactáceas inoculadas com 2.000 ovos de <i>Cactodera cacti</i> após 45 dias da inoculação quanto à hospedabilidade ao fitonematoide | 67 |
| Tabela 5 | – Número médio de cistos obtido após 42 meses da infestação do solo com 50 cistos de <i>Cactodera cacti</i> e 45 dias após o transplântio da pitáia | 74 |
| Tabela 6 | – Número de ovos de <i>Cactodera cacti</i> e fator de reprodução (FR) obtido nas avaliações de solo e de raízes de pitáia após 40 dias em vasos | 98 |
| Tabela 7 | – Número de cistos de <i>Cactodera cacti</i> obtido nas avaliações de solo e de raízes de pitáia após 40 dias em vasos | 98 |
| Tabela 8 | – Número de ovos de <i>Cactodera cacti</i> e fator de reprodução (FR) obtido após as avaliações de raízes de pitáia e de solo ao final de 40 dias | 99 |
| Tabela 9 | – Número de cistos de <i>Cactodera cacti</i> obtido após avaliações de raízes de pitáia e de solo | 99 |

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

| | |
|---------|--|
| CFDA | <i>California Department of Food and Agriculture</i> |
| CS | Cistos no solo |
| DAI | Dias após a inoculação |
| DNA | Ácido desoxirribonucleico |
| EPPO | <i>European and Mediterranean Plant Protection Organization</i> |
| FR | Fator de reprodução |
| G-INS-i | Método de refinamento iterativo incorporando informações globais de alinhamento em pares |
| ITS | <i>Internal Transcribed Spacer</i> |
| J1 | Juvenil de primeiro estágio |
| J2 | Juvenil de segundo estágio |
| J3 | Juvenil de terceiro estágio |
| J4 | Juvenil de quarto estágio |
| NCBI | <i>National Center for Biotechnology Information</i> |
| PCR | <i>Polymerase chain reaction</i> |
| rDNA | Ácido desoxirribonucleico recombinante |
| USDA | <i>United States Department of Agriculture</i> |

SUMÁRIO

| | | |
|-------|---|-----|
| 1 | INTRODUÇÃO GERAL | 15 |
| 2 | REVISÃO BIBLIOGRÁFICA | 17 |
| 2.1 | A família Cactaceae | 17 |
| 2.1.1 | O <i>mandacaru</i> | 19 |
| 2.1.2 | A <i>pitaia</i> | 21 |
| 2.2 | Fitonematoides | 24 |
| 2.3 | A família Heteroderidae | 25 |
| 2.3.1 | O gênero <i>Cactodera</i> | 30 |
| 2.4 | Manejo de fitonematoides formadores de cistos..... | 34 |
| 3 | CAPÍTULO I – IDENTIFICAÇÃO DE <i>Cactodera cacti</i> INFECTANDO <i>Cereus jamacaru</i> NO BRASIL | 37 |
| 4 | CAPÍTULO II – BIOLOGIA DE <i>Cactodera cacti</i> | 50 |
| 5 | CAPÍTULO III – CONTROLE CULTURAL DE <i>Cactodera cacti</i> UTILIZANDO CROTALÁRIAS | 83 |
| | REFERÊNCIAS | 107 |
| | APÊNDICE A – LEVANTAMENTO DE <i>Cactodera cacti</i> EM AMOSTRAS DE RAÍZES DE CACTÁCEAS E DE SOLO DE ALGUMAS DAS MICRORREGIÕES PRODUTORAS DO CEARÁ | 118 |

1 INTRODUÇÃO GERAL

As cactáceas são plantas xerófitas, disseminadas em todo o mundo e de grande importância, principalmente, para a região Nordeste do Brasil (BARTHLOTT e HUNT, 1993; SALES et al., 2014; ZAPPI et al., 2015). Diante de longos períodos de seca, as cactáceas tornam-se uma excelente alternativa alimentar, além de ser uma fonte de água para animais e até mesmo para o homem (CARVALHO et al., 2018; SILVA et al., 2005).

Dentre as principais cactáceas, o mandacaru (*Cereus jamacaru* DC) é uma espécie nativa da Caatinga muito utilizada como planta forrageira, além de ser comumente empregada para fins paisagísticos (SALES et al., 2014). Outra cactácea que vem se destacando, a pitaia (*Hylocereus costaricensis* (F.A.C. Weber) Britton & Rose) tem aumentado bastante de importância devido ao crescimento da comercialização de seus frutos e seus subprodutos no mercado de frutas exóticas (ANDRADE et al., 2007).

Em relação aos aspectos fitossanitários, cactáceas como o mandacaru e a pitaia são comumente afetadas por diferentes doenças causadas por diversos tipos de patógenos, como fungos, bactérias, vírus e nematoides. Dentre os fitonematoídeos, os dos gêneros *Helicotylenchus* Steiner, 1945, *Meloidogyne* Göldi, 1887, *Tylenchus* Bastian, 1865, *Aphelenchus* Bastian, 1865, *Pratylenchus* Filipjev, 1936 e *Cactodera* Krall e Krall, 1978 já foram relatados associados a raízes de cactáceas em todo o mundo (CAFÉ et al., 2022; CHAN et al., 2016; FREIRE, 2009; PIEDRAHITA et al., 2012, SOUZA JÚNIOR e ASSUNÇÃO, 2021).

O nematoídeo de cisto das cactáceas, *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941) Krall & Krall, 1978, foi recentemente relatado infectando mandacaru em condições de campo (CAFÉ et al., 2022), sendo este o quarto registro de um fitonematoídeo formador de cisto da família Heteroderidae no Brasil. Os relatos anteriores foram: *Heterodera fici* Kir'yanova, 1954 em *Ficus* sp. (MONTEIRO et al., 1977); *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952 em *Glycine max* L. (MENDES e DICKSON, 1993); e *Heterodera axonopi* (Sin. *Afenestrata axonopi*) Mundo-Ocampo, Troccoli, Subbotin, Del Cid, Baldwin e Inserra em *Axonopus marginatus* (Trinius) Chase (SOUZA, 1996).

O fitonematoídeo *C. cacti*, até pouco tempo atrás, era tido como importante apenas para o México, onde as cactáceas do gênero *Opuntia* Mill. eram cultivadas

em larga escala (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991; EVANS e ROWE, 1998). Porém, desde 2021, este fitoparasita está presente na lista de organismos nocivos para cactáceas no Chile, Costa Rica, Israel, Nicarágua e Tailândia e na lista de pragas ausentes para Argentina e Chile desde 2019. A ameaça do patógeno às cactáceas decorre do seu difícil controle em razão da existência de estrutura de resistência denominada cisto, os quais mantêm os ovos viáveis por anos mesmo em solo seco e facilitam a dispersão no campo, podendo desencadear perdas significativas na produção das cactáceas (EPPO, 2023; USDA, 2023). No Brasil, esse fitopatógeno pode se tornar importante, assim como ocorreu com o *H. glycines* no início da década de 90, onde o nematoide rapidamente se dispersou causando severos prejuízos à cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) no Brasil (MENDES e DICKSON, 1993).

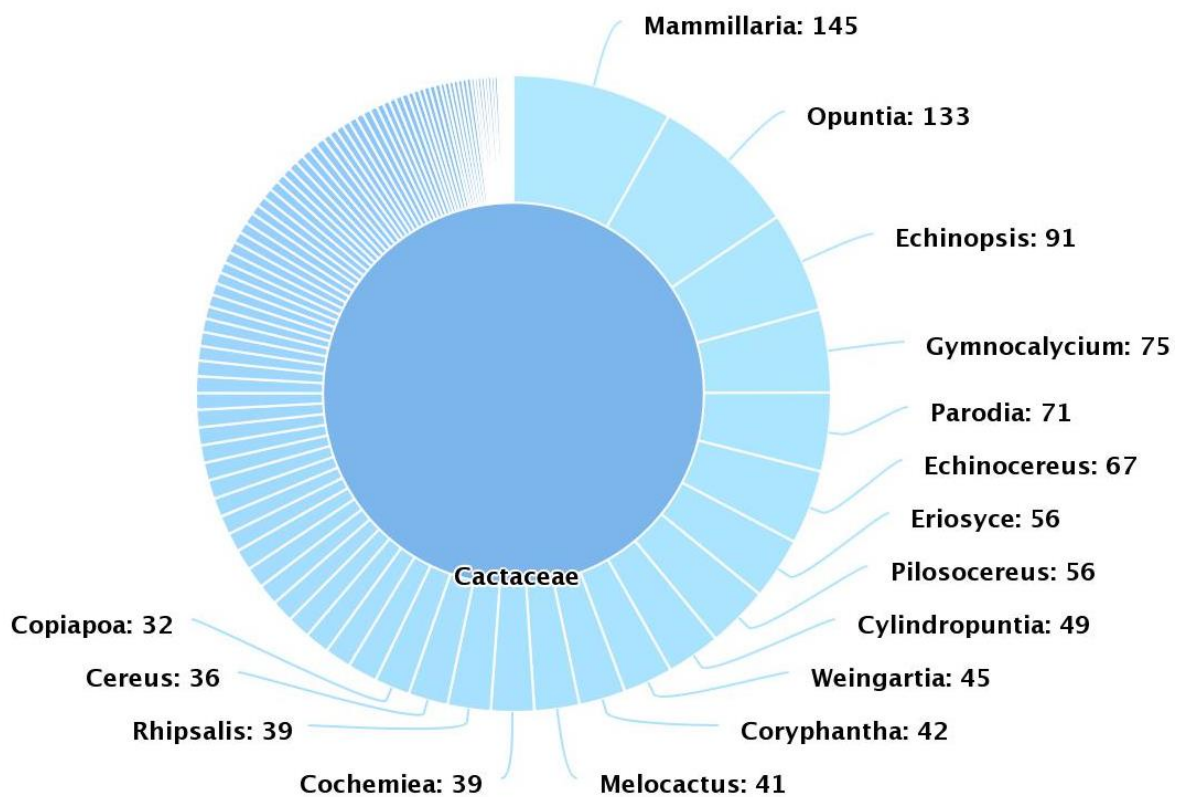
Considerando a potencial importância do *C. cacti* para as cactáceas no Brasil e que ainda são escassos os estudos envolvendo a biologia e formas de controle deste fitoparasita no mundo, esse projeto tem por objetivos: 1) identificar o nematoide formador de cisto em mandacaru; 2) investigar os aspectos biológicos de *C. cacti* envolvendo: ciclo de vida, número de ovos e de J2 em fêmeas e em cistos, gama de hospedeiras, fatores relacionados a eclosão de J2, multiplicação populacional e sobrevivência de cistos em solo sem hospedeira; 3) estudar formas de controle de *C. cacti* utilizando *Crotalaria juncea* L. e *C. spectabilis* Roth *in vitro* e *in vivo*.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A família Cactaceae

A família Cactaceae Juss. (1789), que pertence à classe Magnoliopsida e à ordem Caryophyllales, possui 142 gêneros, 1.829 espécies, 827 subespécies e 70 variedades em todo o mundo (Figura 1) (BÁNKI et al., 2023). No continente americano, representa a segunda maior família de plantas vasculares em número de espécies, estando a família Bromeliaceae em primeiro lugar (ZAPPI et al., 2011). No Brasil, foram encontrados 39 gêneros e 260 espécies sendo 187 espécies endêmicas distribuídas em todos os biomas do país, destacando-se a Mata Atlântica, a Caatinga e o Cerrado (ZAPPI et al., 2015).

Figura 1. Gêneros da família Cactaceae apresentando seus respectivos números de espécies no mundo.



Fonte: Bánki et al., 2023.

A família Cactaceae divide-se em cinco subfamílias: Cactoidae, Leuenbergerioideae, Maihuenioideae, Opuntioideae e Pereskioideae (BÁNKI et al., 2023). Nas Américas, estão quatro dos seus principais centros de diversidade do mundo, destacando-se a região entre o México e os Estados Unidos e a região Andina entre o Peru e a Bolívia, como primeiro e segundo lugar, respectivamente. No Brasil, estão o terceiro e o quarto lugar dessa lista. Na região que engloba Bahia e Minas Gerais, ou Brasil Oriental, está o maior centro de diversidade de cactáceas do país, seguido da região Sul (principalmente o Rio Grande do Sul), ou Brasil Meridional (ZAPPI et al., 2011). O estado de Minas Gerais é a unidade federal com o maior número de espécies de cactáceas relatadas, seguido por Bahia e Rio Grande do Sul (IBGE, 2019; ZAPPI et al., 2015).

As cactáceas são plantas xerófitas, perenes com hábitos arbóreos, arbustivos, trepadeiras, epífitas e geófitas. Suas raízes podem ser fibrosas ou tuberosas. Seu caule é suculento e esverdeado, fotossintetizante, normalmente segmentado com formatos variando de colunar, cilíndrico, globoso, tuberculado, podendo apresentar nervuras ou serem achatados e com espinhos. Geralmente, não possuem folhas, porém, quando presentes, são simples e inteiras, mas comumente são vestigiais ou rudimentares. Suas flores são isoladas ou raramente agrupadas e comumente hermafroditas. São muito chamativas e apresentam muitas tépalas, numerosos estames espiralados inseridos no interior do tubo floral e um ovário ínfero. Os frutos podem ser carnosos ou secos, escamosos, com pelos ou eriçados, deiscentes ou indeiscentes, com numerosas sementes podendo haver, ou não, endosperma (BARTHLOTT e HUNT, 1993; ZAPPI et al., 2015).

As cactáceas são muito utilizadas para a alimentação animal, em razão de suas características fisiológicas que permitem à planta permanecer túrgida mesmo em períodos de escassez de água. Com isso, cactáceas como mandacaru (*Cereus jamacaru* DC.), palma forrageira (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill), xique-xique (*Pilosocereus polygonus* (Lam.) Byles & G.D. Rowley), facheiro (*Pilosocereus pachycladus* Ritter.) e coroa-de-frade (*Melocactus zehntneri* (Britton & Rose) Luetzelb.) tornam-se uma excelente fonte alimentar alternativa para animais em períodos de seca, além de ser uma fonte de água (CARVALHO et al., 2018). Contudo, no Brasil e em outros países da América Latina, coroa-de-frade, facheiro, palma forrageira e ora-pro-nóbis (*Pereskia aculeata* Mill.) também são utilizadas para a alimentação humana. A cactácea ora-pro-nóbis, também conhecida como “carne

verde” possui altos teores de proteínas e minerais e é tradicionalmente consumida em regiões de Minas Gerais e Goiás (MADEIRA et al., 2022). Na região, coroa-de-frade e facheiro estão sendo utilizados na fabricação de doces, bolos, biscoitos e cocadas, ou seja, podendo ser uma nova fonte de renda para famílias carentes, além de serem um atrativo para a gastronomia exótica (SILVA et al., 2005).

Fisiologicamente as cactáceas possuem um metabolismo característico que lhes conferem uma melhor eficiência no uso de água denominado metabolismo ácido das crassuláceas (CAM). Acredita-se que esse metabolismo surgiu em meio a adaptações evolutivas em que houve uma reorganização de vias metabólicas de plantas com metabolismo C3. As plantas CAM caracterizam-se, principalmente, pela abertura estomática somente pelo período da noite, quando a temperatura ambiente é mais amena e com maior umidade relativa, evitando perda de água. Com isso, as plantas CAM absorvem o CO₂ somente no período noturno, fixando-o na forma de ácido málico e, durante o dia com os estômatos fechados, o ácido málico é descarboxilado, liberando o CO₂ que será fixado em carboidrato pelo ciclo de Calvin (TAIZ et al., 2017).

Dentre as principais espécies de cactáceas presentes no estado do Ceará destacam-se o mandacaru, por ser uma espécie nativa da Caatinga comumente utilizada como forragem e como planta ornamental (SALES et al., 2014) e a pitaia (*Hylocereus costaricensis* (F.A.C. Weber) Britton & Rose), em razão do constante aumento na sua importância econômica e da comercialização de seus frutos no mercado de frutas exóticas (ANDRADE et al., 2007).

2.1.1 O mandacaru

Pertencente à subfamília Cactoidae, o mandacaru ou cardeiro é uma cactácea nativa do bioma Caatinga, pouco exigente em nutrientes, sendo capaz de se desenvolver em solos pobres e pedregosos, podendo até sobreviver às secas prolongadas. É comumente encontrado ao longo de toda a costa nordeste da América do Sul até o Cerrado brasileiro. Está presente em uma grande variedade de habitats, ocorrendo em formações florestais, em serras, no sertão ou no litoral, sem especificidade de substrato (SALES et al., 2014; TAYLOR e ZAPPI et al., 2018).

O mandacaru está perfeitamente adaptado às condições edafoclimáticas do semiárido nordestino. Em algumas localidades, essa cactácea está diretamente

ligada à conservação da biodiversidade do bioma Caatinga, além de ser considerada uma planta essencial à vida do povo dessa região devido às condições adversas impostas pelo clima, pela geografia, pela política e pela economia (SALES et al., 2014).

Há a crença de que o uso desta cactácea ameniza diversos males, como problemas renais, circulatórios e digestórios. A partir disso, estudos foram iniciados e verificou-se que o mandacaru possui ação vasodilatadora, além de atuar no acúmulo e liberação de noradrenalina em roedores (MEDEIROS, 2011). Também é utilizada como alimento por pessoas que consomem seus cladódios cozidos ou *in natura*, bem como seus frutos, como fonte de água. Na construção civil, o mandacaru é empregado em mistura com pastas ou argamassas de gesso, cal ou cimento, melhorando a resistência mecânica dessas massas. Possui ainda importância ambiental por servir de alimento para insetos, pássaros e mamíferos (SALES et al., 2014; SANTOS NETO et al., 2019).

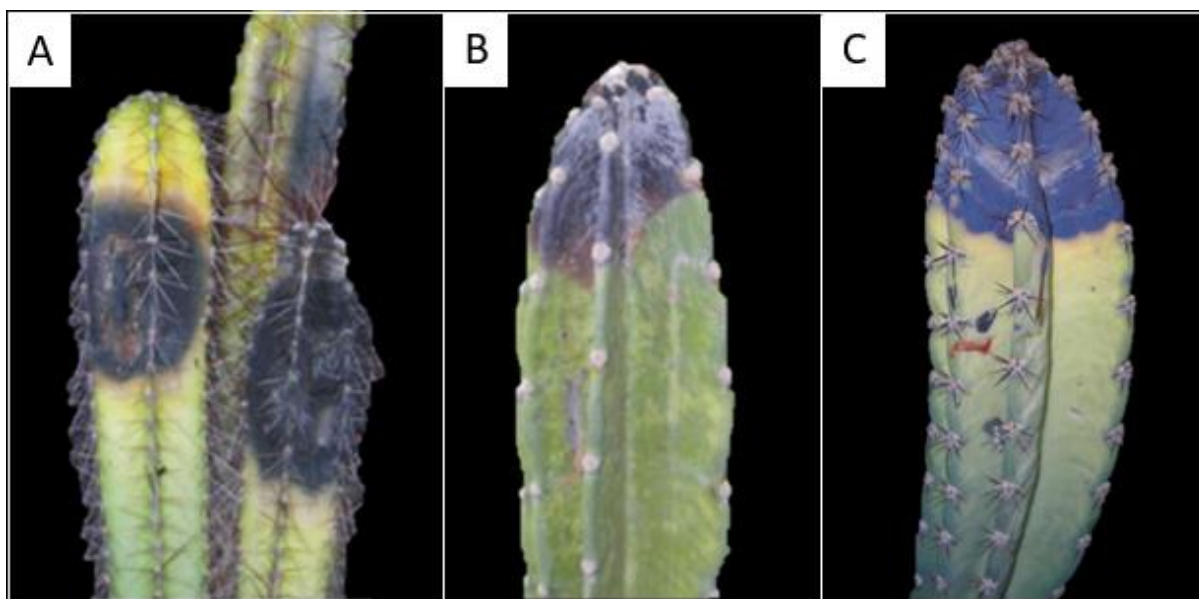
Tem uma alta variabilidade fenotípica, mas, em geral, possui porte arbóreo com alturas superiores a 6 m. Seus cladódios possuem formato colunar com até 20 cm de diâmetro, com formação de costelas, ramificações irregulares e não segmentados. Seus espinhos são cilíndricos, aciculados e pungentes. Suas flores são grandes e vistosas, podendo ser verdes ou vermelhas. Os frutos têm formato elipsoide a piriforme, com pericarpo vermelho, polpa branca com centenas de sementes (MENEZES et al., 2013).

Apesar de sua rusticidade, o mandacaru é suscetível a diversos patógenos como fungos e nematoides. Dentre as doenças fúngicas, destacam-se: a podridão-azul (*Dichotomophthora cactacearum* Ponte e Freire), a podridão negra (*Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl.) e a antracnose (*Colletotrichum* sp.) (Figura 2), todas com sintomatologia semelhantes apresentando lesões escuras e podridões nos cladódios (FREIRE, 2009; GOMES et al., 2020).

Outro grupo de fitopatógenos de importância para o mandacaru são os fitonematoides, apesar dos poucos relatos no mundo. No Brasil, foi registrado o nematoide das galhas *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White, 1919) Chitwood, 1949 em plantas de mandacaru envasadas (FREIRE, 2009), enquanto os nematoides das lesões, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941 e *P. zaei* Graham, 1951, foram relatados infectando raízes de mandacaru na Caatinga (SOUZA JÚNIOR e ASSUNÇÃO, 2021). Um outro

relato é o do nematoide de cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, o qual foi encontrado afetando raízes de mandacaru na China (DUAN et al., 2012) e, posteriormente, no Brasil (CAFÉ et al., 2022).

Figura 2. Principais doenças fúngicas do mandacaru (*Cereus jamacaru*). A- Podridão-azul (*Dichotomophthora cactacearum*); B- Podridão negra (*Lasiodiplodia theobromae*); C- Antracnose (*Colletotrichum* sp.).



Fonte: Freire, 2009.

2.1.2 A pitiaia

Pertencente à subfamília Cactoidae, as pitaias ou frutas do dragão são frutíferas distribuídas em quatro gêneros: *Cereus* Mill., *Hylocereus* Britton e Rose, *Selenicereus* (A. Berger) Riccob e *Stenocereus* Britton e Rose, sendo as pitaias do gênero *Hylocereus* as mais cultivadas no mundo. Possuem centro de origem na América Tropical e Subtropical e estão distribuídas do Norte do Canadá até a Patagônia, com altitudes variando de 0 a 1.840 m, em locais com precipitação de 350 a 2.000 mm e temperaturas de 11 a 40°C. Contudo, em geral, para seu cultivo recomendam-se ambientes com temperaturas de 18 a 26°C e precipitações de 1.200 a 1.500 mm (MOREIRA et al., 2012; NUNES et al., 2014; RODRIGUES e MORO, 2020; ZAPPI et al., 2015).

No gênero *Hylocereus*, existem por volta de 18 espécies botânicas, destacando-se *H. undatus* (Haw.) Britton & Rose, *H. polyrhizus* (Weber) Britton & Rose, *H. megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Ralf Bauer, *H. monocanthus* (Lem.) Britton & Rose e *H. costaricensis*. O consumo dessas espécies ocorre há centenas de anos em toda a América tropical e com o passar dos anos, tornou-se uma prática comum em várias partes do mundo (RODRIGUES e MORO, 2020).

O fruto da pitiaia é muito versátil, podendo ser consumido em sua forma natural ou processado na forma de diversos produtos. Também é utilizado como remédio por diversos povos sul-americanos para tratamento de infecções intestinais, por exemplo. Atualmente, sabe-se que o endocarpo da pitiaia é rico em compostos bioativos, como as betalaínas e os polifenóis, capazes de combater radicais livres, prevenindo o envelhecimento precoce das células do corpo. Suas sementes são ricas em ácidos graxos que também atuam como antioxidantes, além de causar efeitos benéficos na colesterolemia, no estado pró-trombótico característico de doenças cardiovasculares, no cérebro, na retina, dentre outros efeitos (DONADIO, 2009; PIO e SILVA, 2020).

Em geral, as pitiaias são plantas trepadeiras com hábito escandente e perenes que ficam em campo por até 20 anos. Seu caule suculento, denominado cladódio, pode variar de formato e possui espinhos pequenos. Esses espinhos são formados em estruturas denominadas aréolas, que também são responsáveis por originar as flores. Estas são laterais, hermafroditas, grandes, atingindo 30 cm de diâmetro e perfumadas quando se abrem. Seu fruto é uma baga indeiscente, com formato oblongo, com até 15 cm de diâmetro, com a cor da polpa variando entre branca e vermelha, a depender da espécie, pesando até 1 kg (DONADIO, 2009; RODRIGUES e MORO, 2020; TEL-ZUR et al., 2004).

Os cladódios podem emitir raízes adventícias ao longo de todo o seu comprimento, normalmente no lado mais plano. Essas raízes possuem como função, além de absorver água e minerais, ancorar-se a algum suporte. Já o sistema radicular da pitiaia é fasciculado adentrando aproximadamente 15 cm no solo, ou seja, superficial (RODRIGUES e MORO, 2020).

Quanto à produção e exportação no mundo, destacam-se o Vietnã com mais de 600 mil toneladas de pitiaia produzidas e a China com 200 mil toneladas, sendo o primeiro, o principal fornecedor da fruta para a União Europeia. O Brasil é o nono maior produtor da cactácea no mundo, mas na América do Sul, o país é o

maior produtor de pitaia no continente, com quase 1,5 mil toneladas produzidas. No país, destaca-se o estado de São Paulo como o maior produtor, seguido de Santa Catarina, Minas Gerais e Pará, como responsáveis por cerca de 80% da produção brasileira de pitaia (IBGE, 2019; RODRIGUES e PIO, 2020).

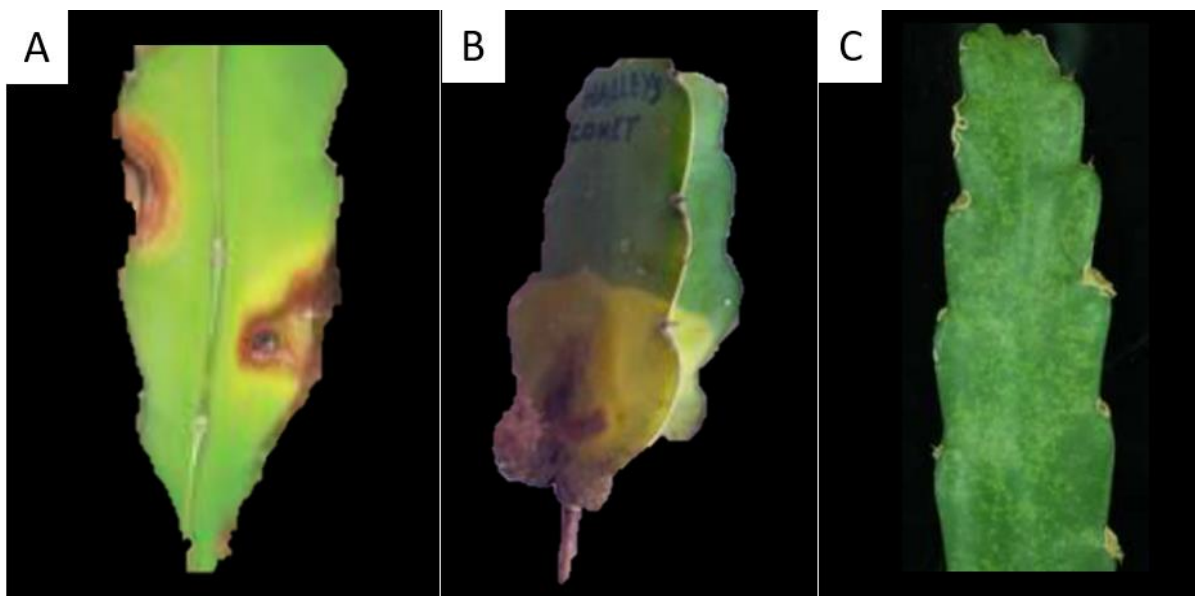
Diversos patógenos são relatados afetando a pitaia. Há relatos de mais de 20 espécies de fungos afetando a frutífera, com destaque para *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) (Figura 3), *C. tropicale* E.I. Rojas, S.A. Rehner & Samuels, *Fusarium* sp. e *Botryosphaeria dothidea* (Moug. ex Fr.) Ces. & De Not. Esses fungos já foram relatados causando lesões marrons avermelhadas com halos cloróticos, murcha e manchas cloróticas, respectivamente (BALENDRES e BENGUA, 2019; MORA, 2012; INOKUTI et al., 2024; TAKAHASHI et al., 2008).

Dentre as principais doenças bacterianas estão: *Pectobacterium carotovora* (Jones) Waldee (Figura 3) e *Enterobacter cloacae* Jordan causando podridão mole; e *Paenibacillus polymixa* Prazmowski causando podridão do caule. Essas as bacterioses iniciam com uma aparência encharcada nos tecidos infectados. Cladódios exibindo sintomas de podridão mole bacteriana apresentam coloração amarelada. Já cladódios infectados com *P. polymixa*, tornam-se gradualmente amarelos e marrons e, em seguida, se decompõem (BALENDRES e BENGUA, 2019; SILVA e RODRIGUES, 2020; VALENCIA-BOTÍN et al., 2012).

Existem diversas viroses na cultura da pitaia. Os vírus *Cactus virus X* (CVX) (Figura 3), *Pitaia virus X* (PiVX), *Zygocactus virus X* (ZyVX) e *Schlumbergera virus X* (SchVX), os quais provocam sintomas semelhantes de amarelecimento, manchas cloróticas, mosqueado e necrose. Todos esses vírus pertencem ao gênero *Potexvirus*, que possuem partículas com formato alongado flexuoso e comprimento médio de 550 nm e já foram relatados no Brasil (BAE e PARK, 2022; DUARTE et al., 2008; LIOU et al., 2001).

Fitonematoides também são muito frequentes na cultura da pitaia. Nematoides dos gêneros *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Tylenchus*, *Aphelenchus*, *Pratylenchus* e *Cactodera* já foram relatadas associados às raízes da cultura (CHAN et al., 2016; PIEDRAHITA et al., 2012). Esse fitopatógenos provocam lesões, galhas, atrofia ou necroses no sistema radicular da hospedeira, o que reflete no subdesenvolvimento da planta, amarelecimento e murcha dos cladódios, sintomas esses que podem ser confundidos com os de outras doenças de natureza biótica ou abiótica (SILVA e RODRIGUES, 2020).

Figura 3. Principais doenças da cultura da pitiaia por agente etiológico. A- Antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*); B- Podridão mole (*Pectobacterium carotovora*); C- Vírus X do cacto (*Cactus virus X*).



Fonte: Li et al., 2015; SILVA e RODRIGUES, 2020.

2.2 Fitonematoides

Os fitonematoides são metazoários pseudocelomados pertencentes ao filo Nematoda (ou Nemata) de extrema importância por afetar tecidos vegetais, principalmente os das raízes. Microscópicos, geralmente medem de 0,2 a 3,0 mm de comprimento, o que dificulta muito sua visualização em condições de campo. Com isso, mesmo que em altas populações, torna-se muito difícil sua detecção, comprometendo a adoção de medidas de controle adequadas (FERRAZ e BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993).

Dentro do filo Nematoda, os fitonematoides dividem-se em duas classes: Chromadorea e Enoplea (DE LEY e BLAXTER, 2002). Na classe Chromadorea está a maioria e as mais importantes famílias de nematoides parasitas de plantas, destacando-se os Meloidogynidae, Pratylenchidae e Heteroderidae. A classe Enoplea possui um menor número de gêneros de fitonematoides, com destaque para as famílias Longidoridae e Trichodoridae (MEKETE et al., 2012).

Algumas espécies de fitonematoides parasitam órgãos aéreos da planta, entretanto, a maioria dos fitonematoides parasita órgãos subterrâneos como túberas,

tubérculos, rizomas, frutos hipógeos e, principalmente, o sistema radicular das plantas. Os sintomas primários desenvolvidos nos órgãos subterrâneos são tumores, atrofia, lesões ou necroses, comprometendo o desenvolvimento da planta que apresenta sintomas secundários de clorose, amarelecimento, subdesenvolvimento e murcha. Por não serem específicos nas plantas infectadas, quando esses sintomas reflexos surgem, produtores podem recorrer para aplicação de fertilizantes ou de produtos fitossanitários, onerando custos financeiros sem que haja qualquer resultado positivo (AGRIOS, 2005; DAVIS et al., 2004; FERRAZ e BROWN, 2016).

Em geral, o ciclo de vida dos fitonematoides é composto por seis estádios de desenvolvimento: ovo, quatro estádios juvenis (primeiro, segundo, terceiro e quarto estágio) e adulto, macho ou fêmea. O ovo, que possui de 50 a 100 μm de comprimento por 20 a 50 μm de largura, é formado por uma parede seletivamente permeável, resistente a estresses e que propicia um ambiente favorável à embriogênese. Após esta etapa, origina-se o juvenil de primeiro estágio ou J1, o qual pode eclodir, se pertencente à classe Enoplea, ou permanecer no ovo até que haja a primeira troca de cutícula (ecdise) dando origem ao juvenil de segundo estágio ou J2, na classe Chromadorea, o qual eclodirá em condições ideais (BIRD e BIRD, 1991; FERRAZ e BROWN, 2016; MKANDAWIRE et al., 2022).

Os fitonematoides estão disseminados em numerosas regiões do mundo e estima-se que esses parasitas provoquem prejuízos acima de US\$ 80 bilhões de dólares em todo o mundo e, no Brasil, esses prejuízos podem chegar a R\$ 35 milhões. Espécies das famílias Meloidogynidae, Pratylenchidae e Heteroderidae, estão entre as de maior importância mundial, infectando inúmeras culturas de diversas famílias botânicas e causando severos prejuízos na agricultura, tornando ainda mais difícil suprir a crescente demanda de alimentos decorrente do constante aumento populacional no planeta (FAVORETO et al., 2019; FERRAZ e BROWN, 2016).

2.3 A família Heteroderidae

A família Heteroderidae caracteriza-se por suas fêmeas serem sedentárias, didelfas, com corpos volumosos, de formato globoso, piriforme ou limoniforme, poro excretor localizado próximo ao bulbo mediano e cauda ausente. Os machos são fusiformes, migradores, com estrutura cefálica e estilete bem

desenvolvido e cauda curta ou ausente. Os J2, fase infestante, possuem estrutura cefálica, estilete e bulbos basais bem desenvolvidos, fasmídios presentes e porção hialina da cauda distinta (WOULTS, 1985).

Na família Heteroderidae subfamília Heteroderinae, estão pelo menos 13 gêneros de fitonematoides não formadores de cistos e seis gêneros que formam cistos. Dentre os que não formam cistos estão o *Meloidodera* Chitwood, Hannon e Esser, 1956, *Cryphodera* Colbran, 1966, *Atalodera* Wouts e Sher, 1971 e *Verutus* Esser, 1981. Até a década de 1970, todos os fitonematoides que formavam cistos pertenciam ao gênero *Heterodera* Schmidt, 1871 até que começou a se observar diversas diferenças morfológicas, aliadas à biologia molecular. Em razão disso, criaram-se novos gêneros: *Betulodera* Sturhan, 2002, *Cactodera* Krall e Krall, 1978, *Dolichodera* Mulvey e Ebsary, 1980, *Globodera* Skarbilovich, 1959, *Paradolichodera* Sturhan, Wouts e Subbotin, 2007 e *Punctodera* Mulvey e Stone, 1976. Esses heteroderídeos formadores de cistos, geralmente, possuem especificidade em relação ao parasitismo, infectando apenas espécies de uma mesma família botânica, como por exemplo *Punctodera*, que infecta somente espécies da família Poaceae (CAIXETA et al., 2016; EVANS e ROWE, 1998; SUBBOTIN et al., 2010).

Dentre os nematoides dos gêneros formadores de cistos, *Heterodera* e *Globodera* são considerados os mais importantes por causarem sérios danos e perdas em diversas culturas. A importância desses nematoides se dá por suas eficientes adaptações ao parasitismo. As fêmeas desses fitonematoides são endoparasitas sedentárias, de cor branca, que se desenvolvem completamente dentro do tecido radicular enquanto juvenil, mas que, ao expandir seu corpo na fase adulta, provocam o rompimento da epiderme radicular, projetando sua região posterior para fora da raiz e podendo ficar visíveis a olho nu. Após sua reprodução, as fêmeas, fertilizadas ou não, fazem ou não, a postura de alguns ovos envoltos em uma massa gelatinosa liberada pelo ânus, contudo, retendo a maioria, ou todos os ovos formados ($n > 400$), no interior de seus corpos. Após sua morte, a fêmea se transforma em cisto (EVANS e ROWE, 1998; FERRAZ e BROWN, 2016).

Cistos, por definição, são estruturas de resistência, persistentes, que contém e protegem ovos embrionados. Surgem a partir do enrijecimento, do espessamento e do escurecimento da cutícula da fêmea após sua morte. Esse escurecimento se dá pelo processo de “tanning” ou bronzeamento, o qual ocorre pela ação da enzima polifenoloxidase sobre os polifenóis presentes nos substratos

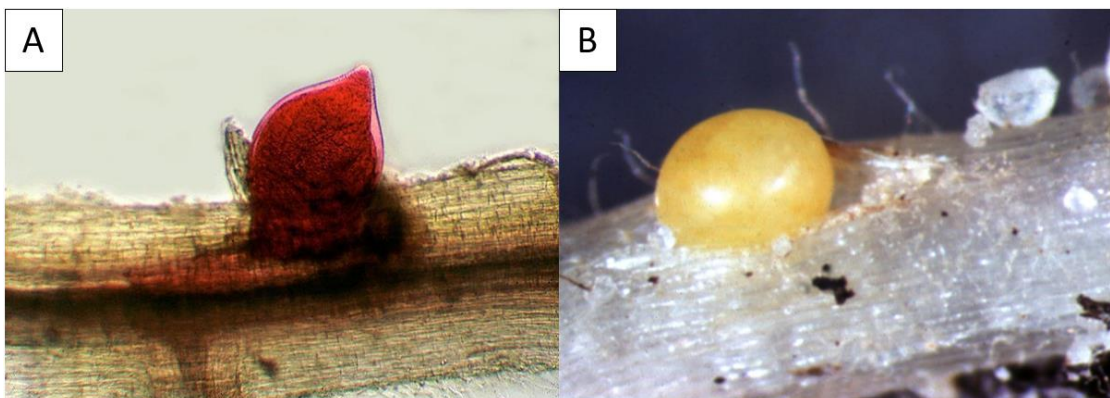
componentes da parede do cisto. Essa estrutura de resistência manterá em seu interior ovos viáveis no solo por mais de 20 anos, como no caso do *Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) Skarbilovich, 1959, praga quarentenária ausente no Brasil. Os ovos em seu interior permanecem em dormência até que haja algum estímulo ambiental ou oriundo principalmente de plantas hospedeiras para que possa sair da dormência e iniciar o processo de eclosão de J2 (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991; CARES e BALDWIN, 1995; FERRAZ e BROWN, 2016; PINHEIRO et al., 2018; TIHOHOD, 1993).

O ciclo biológico dos fitonematoides formadores de cistos compreende ovo, quatro estádios juvenis e adultos. Os ovos podem ser depositados pela fêmea em uma matriz gelatinosa ou permanecer no interior do corpo da fêmea. Em algumas espécies como *H. glycines*, inicialmente, fêmeas liberam ovos à medida que começam a ser produzidos. Posteriormente, a maioria dos ovos produzidos (cerca de 80%) são retidos no interior dos úteros da fêmea, condição essa que provocará a morte do nematoide (CARES e BALDWIN, 1995; FERRAZ e BROWN, 2016).

Após a embriogênese, origina-se o J1, que fica restrito ao ovo, característica de nematoides da classe Chromadorea. Após a primeira ecdise, o J2 eclode do ovo estimulado ou não por exsudatos radiculares liberados por uma planta hospedeira. Juvenis de espécies como *H. avenae* Wollenweber, 1924, *H. cajani* Koshi, 1967, *H. schachtii* Schmidt, 1871 e *H. sorghi* Jain, Sethi, Swarup, e Srivastav, 1982, eclodem independentemente de qualquer estímulo oriundo de uma planta hospedeira. Por outro lado, *G. pallida* (Stone) Behrens, 1975, *G. rostochiensis*, *H. carotae* Jones, 1950, *H. cruciferae* Franklin, 1945, *H. goettingiana* Liebscher, 1892 e *H. humuli* Filipjev, 1934, são altamente dependentes da liberação de exsudatos radiculares de uma hospedeira para que haja eclosão. Os juvenis são atraídos por um gradiente de estímulos liberados em torno da raiz, como CO₂, aminoácidos, pH e açúcares. Os J2 que eclodem dentro do cisto, emergem através da fenestra ou por uma abertura criada na região anterior. Ao chegar à hospedeira, o J2 penetra na zona de alongamento da raiz, a partir de uma abertura criada por sucessivas estocadas de seu estilete pontiagudo e pelas enzimas degradadoras da parede celular. Ao adentrar na raiz, o juvenil escolhe uma única célula e, com seu estilete, injeta enzimas no citoplasma. Essas enzimas induzem a formação de uma célula gigante, multinucleada, denominada sincício, formada a partir da dissolução das

paredes celulares das células adjacentes. Iniciada a alimentação, o J2 passa pela segunda ecdise, originando o J3. Esse indivíduo, com formato salsichoide, começa a apresentar primórdios genitais, sendo possível determinar o sexo do adulto. Um único primórdio não ramificado representa a formação de seu único testículo, enquanto um primórdio ramificado formará os dois ovários de uma fêmea. Em seguida, há a terceira ecdise, dando origem ao J4 e a quarta ecdise, originando os adultos. Os nematoides formadores de cisto possuem dimorfismo sexual, sendo os machos fusiformes e migradores e as fêmeas globosas a limoniformes e sedentárias. As fêmeas, devido ao crescimento de seu corpo, rompem a epiderme da raiz e ficam com sua vulva exposta à rizosfera, tornando-se receptivas à cópula nas espécies anfimíticas (Figura 4). Os machos, na transformação de J4 para adulto, passam por uma metamorfose, deixam a cutícula do J4 e saem da raiz em busca de fêmeas. Possuem estilete bem desenvolvido, mas não se alimentam pelo fato de ter o esôfago degenerado. Podem sobreviver por até 10 dias com o único propósito de fertilizar a fêmea nas espécies que se reproduzem sexualmente (AGRIOS, 2005; BOHLMANN, 2015; FERRAZ e BROWN, 2016; KOENNING e SIPES, 1998; SIDDIQI, 2000; SUBBOTIN et al., 2010).

Figura 4. Heteroderídeos no sistema radicular de suas hospedeiras após romper a epiderme radicular expondo sua região posterior. A- Fêmea de *Heterodera glycines* corada com fucsina ácida em raiz de soja; B- Cisto de *Globodera rostochiensis* em raiz de batata.



Fonte: Mactode Publications, Bugwood.org; Thierry Vrain, Agriculture and Agri-Food Canada, Bugwood.org

A temperatura é um fator de extrema importância para a produção de ovos e para a embriogênese. A faixa ideal que minimiza a mortalidade ao mesmo tempo em que maximiza a taxa de desenvolvimento para *H. schachtii* é 10 °C, enquanto para *H. glycines* é de 25 °C. A temperatura também influencia na duração do ciclo desses patógenos. Em geral, o ciclo dos heteroderídeos de cisto é de 30 dias, mas dependendo da temperatura há variação no tempo para conclusão do ciclo. *Heterodera trifolii* Goffart, 1932, necessita de 31 dias a 20 °C e de 45 dias a 15 °C para completar seu ciclo, enquanto *H. glycines* completa seu ciclo em 21 dias a 25 °C (FERRAZ e BROWN, 2016; KOENNING e SIPES, 1998).

Os nematoides formadores de cisto estão distribuídos em todos os continentes e, juntamente com os nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.), são responsáveis por 80% das perdas de produção causadas por nematoses (EVANS et al., 2015).

Os nematoides mais importantes dentre os heteroderídeos são os do gênero *Heterodera*. Descrito em 1871, desponta ao lado do nematoide das galhas, como um fitoparásita com complexas e elaboradas estratégias de alimentação. Atualmente, são descritas no gênero 80 espécies, destacando-se como as mais importantes em nível mundial: *H. glycines*, *H. schachtii* e *H. avenae* (CARES e BALDWIN, 1995; CAIXETA et al., 2016; FERRAZ e BROWN, 2016).

Anteriormente citado como restrito a regiões de clima temperado do planeta, sabe-se que, atualmente, espécies de *Heterodera* estão disseminadas por todo o mundo. Destaca-se o nematoide do cisto da soja (*Glycine max* L.), *H. glycines*, responsável pelo nanismo amarelo da soja, como a principal espécie do gênero no mundo. Encontra-se disseminado em quase todas as regiões produtoras de soja e pode manter cistos com ovos viáveis em seu interior por até oito anos, mesmo na ausência de hospedeiras e sob condições ambientais desfavoráveis (CARES e BALDWIN, 1995; EVANS e ROWE, 1998).

Inicialmente, o *H. glycines* foi relatado no Japão, em 1915, na cultura da soja. Posteriormente, foi relatado infectando fabáceas dos gêneros *Phaseolus* L., *Trifolium* e *Pisum* L., além da soja. Fora desta família, infecta *Geranium* sp., *Papaver* sp. e algumas plantas daninhas (CARES e BALDWIN, 1995).

No Brasil, o nematoide do cisto da soja foi inicialmente relatado em Campo Verde-MT, Nova Ponte-MG e Chapadão do Sul-MS na safra 1991/92, quando observou-se uma progressiva perda de produtividade nas áreas (MENDES e

DICKSON, 1993). Após averiguar plantas em reboleiras com sintomas de amarelecimento e subdesenvolvidas, constatou-se a presença de cistos de *H. glycines* em raízes da soja, sendo este o primeiro relato do nematoide no Brasil (LORDELLO et al., 1992).

Além do *H. glycines*, no Brasil só há relato de outras três espécies de heteroderídeos. A primeira relatada foi a *H. fici* na figueira (*Ficus* sp.) em 1977 (MONTEIRO et al., 1977). A segunda espécie relatada foi *H. glycines*, em 1992 (MENDES e DICKSON, 1993), a terceira, *H. axonopi* parasitando a poácea *Axonopus marginatus*, em 1994, no Distrito Federal (SOUZA, 1996) e a quarta espécie, a *C. cacti*, que foi relatada em 2018, no Ceará, infectando naturalmente o mandacaru (CAFÉ et al., 2022).

2.3.1 O gênero *Cactodera*

O gênero *Cactodera* foi criado em 1978, a partir da reclassificação da espécie tipo *C. cacti*. Em 1932, em Maartensdijk, Holanda, raízes das cactáceas *Discocactus ackermannii* (Haw.) Barthlott e *Disocactus speciosus* (Cav.) Barthlott (= *Cereus speciosus* Cav.) expressando sintomas de declínio, foram examinadas e nelas encontrados cistos. Acreditou-se, na ocasião, que o parasita era uma raça de *H. schachtii*, tendo em vista que, à época, todos os nematoides formadores de cisto eram considerados como uma única espécie. Os cistos do nematoide encontrados nas cactáceas apresentavam formato oblongo, cone vulvar diminuto e ausência de massa de ovos, diferindo de outros exemplares de *H. schachtii* que possuíam formato limoniforme, maior cone vulvar e massa de ovos. Em 1941, ocorreu uma reclassificação no gênero *Heterodera*, em que foram criadas outras espécies, e o nematoide de cisto das cactáceas passou a ser chamado de *Heterodera cacti*. Em 1978, surge o gênero *Cactodera* para substituir o gênero *Heterodera* na espécie *H. cacti* justo por suas principais diferenças morfológicas, originando, assim, a espécie tipo *C. cacti* (CAIXETA et al., 2016; EVANS e ROWE, 1998; STONE, 1985; TURNER e SUBBOTIN, 2013).

Fêmeas pertencentes ao gênero *Cactodera* caracterizam-se por sua forma quase esférica e por possuírem região vulvar ligeiramente saliente ao contorno do corpo sem apresentar lábios vulvares. A abertura da vulva é muito pequena com presença de dentículos, impossibilitando a passagem de ovos que

ficam retidos em seu corpo. Possuem um padrão de superfície cuticular com sulcos quase paralelos e os ovos apresentam pontuações em sua superfície a partir do surgimento do J1. A posição do ânus é subterminal com ausência de fenestração ao seu redor. O cisto é circunfenestrado, sem *underbridge* e nem *bullae* nessa região (CORDERO et al., 1991; STONE, 1985; WOUTS e BALDWIN, 1998).

Diversas famílias botânicas, sendo todas da subclasse Caryophyllidae, abrigam hospedeiras relacionadas ao gênero *Cactodera* como Amaranthaceae, Betulaceae, Cactaceae, Chenopodiaceae, Polygonaceae, Portulacaceae e Rosaceae. O gênero encontra-se largamente distribuído em todas as regiões do planeta, provocando sintomas de amarelecimento e subdesenvolvimento em suas hospedeiras (EVANS e ROWE, 1998; FENG et al., 2018; STELTER e KUHN, 1973; STURHAN, 2002).

Acredita-se que *C. cacti* seja oriunda do México e já se disseminou por todo o mundo, infectando majoritariamente cactáceas. Também há relatos dessa espécie de nematoide infectando *Euphorbia canariensis* L., *E. cereiformis* L. e *E. natalensis* Bernh, da família Euphorbiaceae e salsaão (*Apium graveolens* L.) da família Apiaceae, embora outro estudo mais recente não tenha confirmado o parasitismo do nematoide em duas variedades de salsaão (CHAN et al. 2016; ESSER, 1992; WANG DONG et al., 2011).

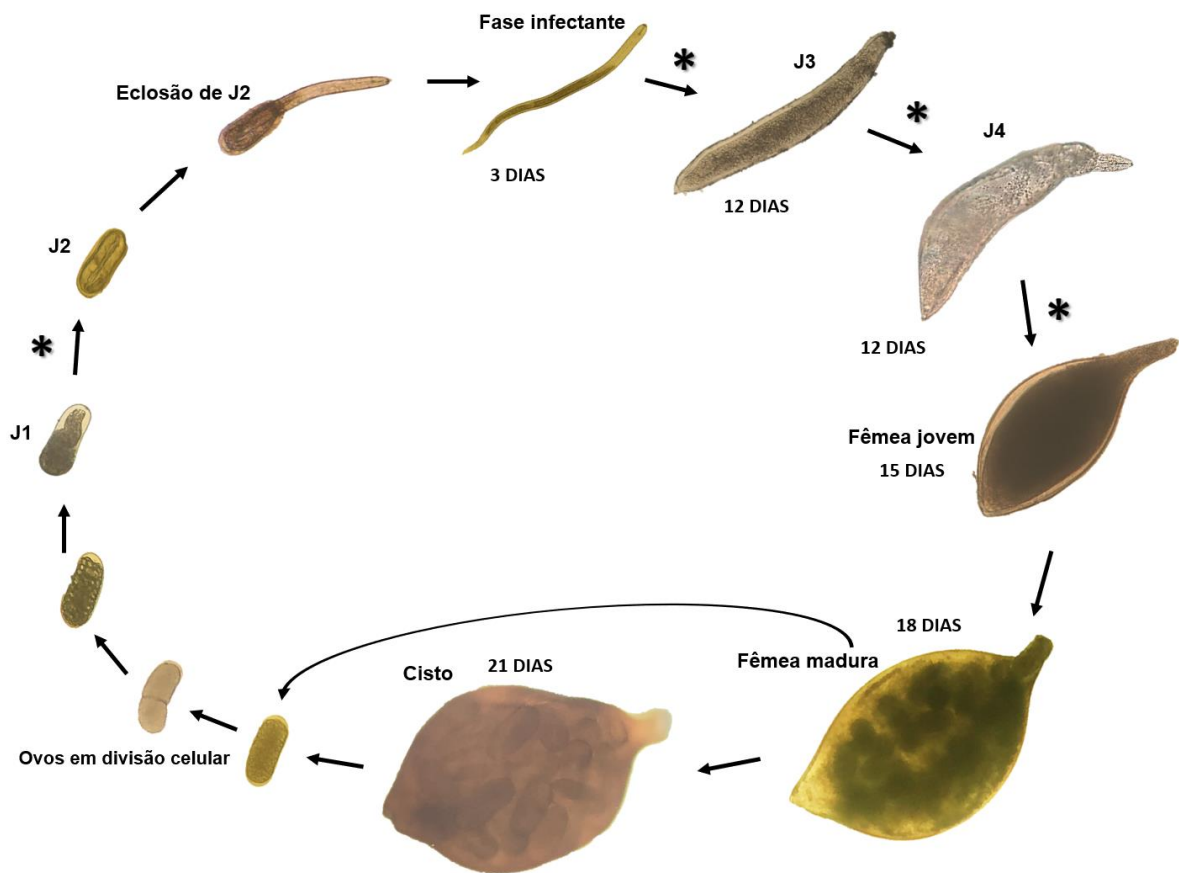
No Brasil, há relatos do nematoide de cisto das cactáceas desde 2001, infectando cactáceas envasadas. O primeiro relato ocorreu em Jundiaí-SP, onde o nematoide *C. cacti* foi observado em raízes de cactáceas ornamentais (SANTOS et al., 2001). Em 2007, *C. cacti* foi constatado em raízes de flor-de-maio (*Schlumbergera* sp.), oriunda de Jundiaí e Jacareí-SP também em vasos (OLIVEIRA et al., 2007). O primeiro relato da ocorrência do nematoide de cisto das cactáceas em campo só ocorreu em 2018, no estado do Ceará. O fitopatógeno foi encontrado parasitando raízes de mandacaru (CAFÉ et al., 2022).

O ciclo de vida de *C. cacti* foi estudado em duas oportunidades em pitaia. Em Taiwan, em 2016, inocularam-se 100 J2 em pitaia cultivada em casa-de-vegetação a 32 °C. Foi observado que em três dias após a inoculação (DAI), o juvenil começou a desenvolver o formato salsichoide. Aos 7 DAI, o juvenil ficou mais largo e, aos 14 DAI adquiriu forma oval oblonga. Aos 21 DAI, as fêmeas foram observadas com formato limoniforme. Aos 28 DAI, ovos começaram a ser produzidos e, aos 35 DAI, cistos foram formados e caíram das raízes (CHAN et al.,

2016). No Brasil, em 2019, inocularam-se 200 J2 em pitaias cultivadas em casa-de-vegetação a 31 ± 3 °C. Aos 3 DAI foram observados J2 dentro das raízes e aos 12 DAI, foram observados J3 e J4 nas raízes da cactácea. Aos 15 DAI, surgiram as primeiras fêmeas com formato oblongo e aos 18 DAI foram observados ovos no interior das fêmeas. Cistos surgiram a partir dos 21 DAI, tempo inferior ao observado em Taiwan em condições semelhantes. Machos não foram relatados em nenhum dos estudos, sugerindo assim que essa espécie não forma machos (Figura 5) (CAFÉ, 2019). Cordero et al. (1991) relataram que J2 se tornaram fêmeas após 12 dias. Ainda nesse estudo, machos também não foram observados e ocorreu uma alta taxa de reprodução, sugerindo assim que esse fitonematoide se reproduz de forma assexuada.

Em relação à biologia de *C. cacti*, relata-se que o número médio de ovos produzidos por fêmea é de cerca de 140 e que os ovos em cistos podem permanecer viáveis em solo seco e sem hospedeira por pelo menos 26 meses. Outra característica se dá pelo fato de eclosões de J2 em água serem raras, sugerindo que haja a necessidade de um estímulo oriundo de exsudatos radiculares de uma planta hospedeira para a indução de eclosões. Quanto à sua gama de hospedeiras constatou-se que esse nematoide não infectou espécies vegetais das famílias Apiaceae (*Coriandrum sativum* L. e *Petroselinum crispum* L.), Brassicaceae (*Brassica capitata* L., *B. oleracea* L. e *Eruca sativa* Miller), Crassulaceae (*Kalanchoe laetivirens* Desc.), Cucurbitaceae (*Cucumis sativus* L.), Euphorbiaceae (*Euphorbia milii* Des Moulins), Lamiaceae (*Ocimum basilicum* L. e *Plectranthus scutellarioides* L.), Solanaceae (*Capsicum annuum* L., *C. baccatum* L., *C. chinense* L., *Solanum lycopersicum* L. e *S. melongena* L.) e Fabaceae (*Glycine max* (L.) Merrill), ficando restrito apenas às cactáceas (*C. jamaicaru*, *H. costaricensis*, *H. megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Ralf Bauer, *H. undatus* (Haw.) Britton & Rose, *H. triangularis* (L.) Britton & Rose, *Coryphantha elephantidens* (Lem.) Lem., *Discocactus heptacanthus* (Barb.Rodr.) Britton & Rose, *Echinocactus grusonii* Hildm., *Echinopsis eyriesii* (Turpin) Pfeiff. & Otto, *Mammillaria sempervivi* DC., *M. spinosiassima* Lem., *Notocactus ottonis* (Lehm.) A.Berger, *Opuntia stricta* (Haw.) Haw var. *dillenii*, *Rhipsalis cereuscula* Haw. e *Schlumbergera truncata* (Haw.) R. Moran) (CAFÉ, 2019; CHAN et al, 2016; REBOUÇAS, 2017).

Figura 5. Ciclo de vida de *Cactodera cacti* em pitáia cultivada em casa-de-vegetação a $31 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$.



Fonte: CAFÉ, 2019.

No passado, acreditava-se que o nematoide de cisto das cactáceas não se tratava de um patógeno economicamente importante e, por isso, são escassos os estudos com *C. cacti*. Somente no México, onde cactáceas do gênero *Opuntia* eram cultivadas comercialmente, o nematoide era considerado uma ameaça por causar danos diretos ou por atuar junto à patógenos secundários (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991; EVANS e ROWE, 1998). Contudo, em 2021, o Departamento de Alimentos e Agricultura da Califórnia-EUA propôs uma reclassificação do fitoparasita *C. cacti* como uma praga A, ou seja, um patógeno que tem um impacto ambiental significativo no ecossistema. Os motivos que levaram a proposta de reclassificação foram: o difícil controle do cisto; a persistência de ovos viáveis dentro de cistos por anos mesmo em solo seco; o fato dos cistos serem facilmente movidos com o solo e por ser um patógeno que afeta a produção, desencadeando perdas significativas (CDFA, 2021). *Cactodera cacti* também está na lista de organismos nocivos para

Chile, Costa Rica, Israel, Nicarágua e Tailândia (USDA, 2023) e na lista de pragas ausentes da EPPO (*European and Mediterranean Plant Protection Organization*) para Argentina e Chile desde 2019 (EPPO, 2023).

Os sintomas induzidos por *C. cacti* são semelhantes aos provocados por outros fitonematoides ou se assemelha a alguma deficiência nutricional. Ocorre o aumento da quantidade de raízes adventícias, descoloração e redução do tamanho da raiz, subdesenvolvimento, murcha, amarelecimento dos cladódios, além da redução e do atraso no florescimento das cactáceas. Com isso, nas regiões onde ocorre o patógeno, recomenda-se o exame das raízes de todas as cactáceas que apresentarem tais sintomas, a fim de iniciar mais precocemente estratégias de manejo (CHO et al., 1995; ESSER, 1992).

2.4 Manejo de fitonematoides formadores de cistos

Os principais fitonematoides formadores de cistos que possuem importância à agricultura mundial estão inseridos nos gêneros *Heterodera*, *Globodera*, *Punctodera* e *Cactodera*. Pelo fato de manterem a maioria ou todos os ovos dentro de cistos, o inóculo fica protegido de parasitas potenciais e da perda total de umidade para o ambiente, mantendo os ovos dormentes (criptobiose), viáveis por vários anos em solo seco e, ou sem hospedeira. À vista disso, torna-se necessária a adoção de regimes de manejo especiais a fim de evitar ou diminuir danos às culturas hospedeiras provocados por esses fitoparasitas. Outro fato que dificulta o manejo de nematoides formadores de cisto, é a sua facilidade de disseminação. Mesmo que seja adotada uma rotação de culturas com plantas não hospedeiras, cistos podem ser transferidos para outras áreas através de solo aderido à tubérculos ou raízes, de água por escoamento superficial, patas de animais, de maquinaria agrícola ou até mesmo pelo vento, como cistos livres ou aderidos a pequenos agregados de solo (RIGGS e SCHUSTER, 1998).

A melhor forma de controlar os fitonematoides é impedindo a entrada desses patógenos na área. Para isso, medidas simples devem ser adotadas pelo produtor, como limpeza de máquinas e de equipamentos, redução do movimento de pessoas e de maquinários em campo, além da aquisição de mudas isentas. O princípio de Whetzel da exclusão é importante, tendo em vista que uma vez na área, a erradicação desses fitopatógenos se torna muito difícil (SILVA, 2012).

A utilização de cultivares resistentes é a forma mais eficaz e econômica de lidar com os fitonematoides, por poder inibir a multiplicação do patógeno, não produzir resíduos tóxicos e não requerer técnicas ou equipamentos especiais na sua utilização. Contudo, não há cultivares resistentes para todos esses patógenos formadores de cistos. Genes de resistência a *G. pallida*, *G. rostochiensis*, *H. avenae*, *H. glycines* e *H. schachtii* já foram encontrados em diversas culturas e estão sendo estudados e incorporados em cultivares comerciais. Por muitas vezes, a resistência está ligada a alguma característica inaceitável no mercado, como na sojicultura em que genes de resistência foram encontrados pela primeira vez em uma cultivar de soja com tegumento de cor preta, que não era aceitável para a sojicultura (RIGGS e SCHUSTER, 1998; SILVA, 2012).

A utilização de altas temperaturas para o controle físico de fitonematoides é muito comum. O uso da termoterapia em água quente com temperatura de 43-45°C por 20-30 minutos pode ser utilizada para o controle de *C. cacti* em raízes de cactáceas (ESSER, 1992; STELTER e KUHN, 1973). Outra forma de controle físico é a solarização. Esse método pode reduzir drasticamente a população de fitonematoides como *Heterodera* e *Globodera* e pode durar vários ciclos da cultura, pois além da redução da quantidade de inóculo do solo, favorece o equilíbrio biológico em favor de organismos antagonistas, retardando a reinfestação (BETTIOL e GHINI, 2003). Outra forma de fazer solarização se dá por meio de sacos plásticos transparentes, sendo este método indicado para viveiristas. Nesse controle foi possível obter 100% de erradicação do nematoide de cisto das cactáceas em apenas 17 dias de exposição a radiação solar (SANTOS FILHO, 2022).

Outra estratégia de manejo que pode ser adotada para fitonematoides formadores de cisto é a rotação de culturas. Nessa estratégia, é obrigatória a utilização de uma planta não hospedeira ou uma cultivar resistente. Uma forma muito comum é a rotação de três anos, em que se utiliza uma planta não hospedeira no primeiro ano, uma cultivar resistente no segundo ano, podendo voltar a cultivar original, suscetível, no terceiro ano. Para *H. glycines* após dois anos de rotação, a população do nematoide no solo pode reduzir até 75% e no terceiro ano, a redução pode alcançar 87% (LONG e TODD, 2001). Quando não há cultivares resistentes ou o declínio populacional é muito lento, a rotação pode durar até sete anos, sendo de dois a quatro anos com uma planta não hospedeira. Culturas como arroz (*Oryza sativa* L.), batata (*Solanum tuberosum* L.), cevada (*Hordeum vulgare* L.), girassol

(*Helianthus annuus* L.), milho (*Zea mays* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* L.) e trigo (*Triticum aestivum* L.) podem ser utilizadas como culturas de rotação para o controle de *H. glycines* (FERREIRA et al., 2019; RIGGS e SCHUSTER, 1998).

O uso de plantas armadilhas na rotação de culturas também pode trazer bons resultados para os produtores ao reduzir a população de fitonematoides na área. A crotalária (*Crotalaria juncea* L.) já se mostrou eficiente na redução do número de ovos e de cistos de *H. glycines* em campo (KUSHIDA et al., 2003; WARNKE et al., 2006). Contudo, ressalta-se a importância de identificar a raça do nematoide de cisto da soja presente e de utilizar a espécie correta de crotalária, tendo em vista que *C. ochroleuca* L. mostrou-se suscetível às raças 3, 6 e 14 de *H. glycines* (CARDOSO et al., 2019).

Quanto ao controle biológico, observou-se que a presença da bactéria *Bacillus subtilis* Cohn, 1872 *in vitro*, reduziu a eclosão de J2 de *H. glycines* estimulados por exsudatos radiculares de soja. Em casa-de-vegetação, também foi possível observar a redução da população do nematoide após tratamento com a bactéria (ARAÚJO et al., 2002). Testes *in vitro* da bactéria *Pasteuria* Metchnikoff, 1888 como agente de controle de *C. cacti* se mostraram promissores. Constatou-se uma alta afinidade dos endosporos da bactéria com os juvenis do fitonematoide (WINKELHEIDE e STURHAN, 1996).

O controle químico vem caindo em desuso e obtido muitas restrições em vários países por apresentar diversas desvantagens, tais como: custo elevado, risco de intoxicação, baixa eficácia em diversos casos e por ser poluente do solo e da água (MALDANER et al., 2014).

O mais importante ao elaborar um programa de manejo de fitonematoides formadores de cisto é considerar a utilização de mais de um método de controle simultaneamente, tendo em vista a dificuldade de erradicação deste tipo de nematoide em campo. Em geral, o manejo desses nematoides é considerado de longo prazo e visa reduzir o inóculo inicial para mantê-lo em um nível aceitável sem prejudicar a cultura (CARES e BALDWIN, 1995; RIGGS e SCHUSTER, 1998).

3 CAPÍTULO I – IDENTIFICAÇÃO DE *Cactodera cacti* INFECTANDO *Cereus jamacaru* NO BRASIL

RESUMO

Durante uma investigação de fitonematoides associados a cactáceas cultivadas, foi detectado um nematoide formador de cisto nas raízes de mandacaru (*Cereus jamacaru*) em uma área de cultivo de plantas ornamentais localizada no Campus do Pici da Universidade Federal do Ceará, em Fortaleza-CE. As raízes das cactáceas afetadas apresentavam, em geral, cistos de coloração marrom. Para confirmar a identidade do nematoide, tanto os juvenis de segundo estágio (J2) quanto os cistos foram submetidos a análises morfométricas detalhadas e a exames moleculares da região ITS e do segmento D2-D3 da região 28S do rDNA. Os resultados dessas análises confirmaram a identificação da espécie como *Cactodera cacti*, sendo este o primeiro relato desse fitonematoide em mandacaru em condições de campo no Brasil. A presença desse nematoide em áreas de cultivo de cactáceas de importância agrícola constitui uma ameaça à produção dessas plantas no país.

Palavras-chave: Heteroderidae; fitonematoide; mandacaru.

ABSTRACT

During an investigation of plant-parasitic nematodes associated with cultivated cacti, a cyst-forming nematode was detected in the roots of mandacaru (*Cereus jamacaru*) in an ornamental plant cultivation area located on the Campus do Pici of the Federal University of Ceará, in Fortaleza-CE, Brazil. The roots of the affected cacti generally exhibited brown-colored cysts. To confirm the nematode's identity, both second-stage juveniles (J2) and cysts were subjected to detailed morphometric analyses and molecular examinations of the ITS region and the D2-D3 segment of the 28S rDNA region. The results of these analyses confirmed the identification of the species as *Cactodera cacti*, marking the first report of this nematode in mandacaru under field conditions in Brazil. The presence of this nematode in cactus cultivation areas of agricultural importance poses a threat to the production of these plants in the country.

Keywords: Heteroderidae; plant-parasitic nematode; mandacaru.

INTRODUÇÃO

O mandacaru (*Cereus jamacaru* DC.) é uma planta pertencente à família cactácea, nativa do bioma Caatinga e habitualmente encontrada ao longo de toda a costa nordeste da América do Sul ocorrendo em diferentes habitats. Desenvolve-se bem em solos pobres e pedregosos e em locais com baixo índice pluviométrico (SALES et al., 2014; TAYLOR e ZAPPI, 2018).

Apesar de ser considerada uma planta rústica, o mandacaru é afetado por diversos tipos de patógenos como fungos e nematoides, destacando-se a podridão-azul (*Dichotomophthora cactacearum* Ponte & Freire) e a antracnose (*Colletotrichum* Corda) entre as doenças fúngicas (FREIRE, 2009; GOMES et al., 2020). Já entre as nematoses, há o relato de *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941) Krall & Krall, 1978, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941 e *P. zaeae* Graham, 1941, infectando plantas de mandacaru envasadas e em condições de campo natural (CAFÉ et al., 2022; DUAN et al., 2012; FREIRE, 2009; SOUZA JÚNIOR e ASSUNÇÃO, 2021).

O nematoide de cisto das cactáceas, *C. cacti*, pertencente à família Heteroderidae, subfamília Heteroderinae foi inicialmente descrito como uma raça de *Heterodera schachtii* Schmidt, 1871, adaptada às cactáceas até ser erigido ao gênero *Cactodera* em 1978 (KRALL e KRALL, 1978). Atualmente, esse fitopatógeno está disseminado por diversos países no mundo em associação com cactáceas frutíferas e, ou ornamentais e essa dispersão possivelmente ocorreu por meio do comércio de cactos ornamentais infectados pelo mundo (EVANS e ROWE, 1998; SUBBOTIN et al., 2010).

Em 2018, após coletas de raízes e de solo em uma área de cultivo de plantas ornamentais pertencente ao Campus do Pici da Universidade Federal do Ceará, cistos de nematoide foram encontrados associados às raízes de mandacaru. Por não haver relatos de nematoides formadores de cisto no Ceará até aquele momento e por se tratar de uma nova ameaça às plantas cultivadas no estado, o objetivo desta pesquisa foi realizar a identificação desse nematoide formador de cisto.

MATERIAL E MÉTODOS

A população do fitonematoide *C. cacti* foi obtida a partir de amostras de solo e de raízes de mandacaru infectadas, coletadas na Universidade Federal do Ceará, Campus do Pici, Fortaleza-CE (3° 44' 48" S, 38° 34' 29" O).

Para a extração do nematoide de raízes, utilizou-se o método de Coolen e D'Herde (1972) em que raízes da cactácea foram trituradas em liquidificador com água por 30 segundos e a suspensão obtida vertida em peneira de 20 mesh acoplada sobre outra de 400 mesh. O material retido na peneira de 400 mesh foi recolhido em béquer utilizando uma pisseta. À suspensão, adicionou-se caulim (silicato de alumínio hidratado) (3 g/ 100 mL de suspensão) seguindo a homogeneização e distribuição da suspensão em tubos de centrífuga. Após equilíbrio dos pesos, os tubos foram centrifugados a 2.000 rpm por 5 minutos (Centrífuga Fanem Excelsa II) e o sobrenadante foi descartado. Sacarose a 45% foi adicionada aos tubos e o sedimento ressuspenso com bastão de vidro. Os tubos foram equilibrados e submetidos a outra centrifugação a 2.000 rpm por 1 minuto. Por fim, o sobrenadante foi vertido em peneira de 400 mesh e lavado com água corrente para a retirada total da sacarose, recolhendo-se a suspensão com os nematoides em béquer.

Com o intuito de extrair cistos de *C. cacti* do solo, utilizou-se o Método CS (CAFÉ e SANTOS, 2023). Uma amostra de solo de 1.000 cm³ foi depositada em um balde de 5 L com água e agitada com o propósito de destorroar o solo. Após o tempo de 30 segundos para decantação do solo, a suspensão foi vertida em peneira de 40 mesh acoplada sobre outra de 200 mesh e o material que ficou retido na peneira de 200 mesh foi recolhido em béquer. Caulim foi adicionado ao béquer (3 g / 100 mL de suspensão) e, em seguida, a suspensão foi agitada com um bastão de vidro e distribuída em tubos que foram equilibrados e centrifugados a 2.000 rpm por 5 min. Descartou-se o sobrenadante e ao precipitado adicionou-se sacarose a 45%, ressuspendendo o sedimento. Os tubos foram equilibrados e, dessa vez, centrifugados a 2.000 rpm por 1 min. O sobrenadante foi vertido em peneira de 200 mesh e lavado com água. Os cistos retidos na peneira foram então recolhidos para a utilização no processo de extração de DNA.

Caracterização morfológica

Para estudos morfológicos, cistos e juvenis de segundo estágio (J2) foram mortos em banho-maria a 55°C por 5 min e fixados em solução TAF e processados em etanol-glicerina para montagem de lâminas permanente de acordo com Seinhorst (1959). As medidas morfológicas obtidas dos cistos (n = 35) foram comprimento do corpo, excluindo o pescoço (L), largura do corpo, comprimento do pescoço; relação comprimento/largura e comprimento do cone vulval. As medidas dos J2 (n = 13) incluíram: comprimento do corpo, comprimento do estilete, comprimento da cauda, região hialina da cauda, a (comprimento total do corpo dividido pelo diâmetro máximo do corpo), b (comprimento total do corpo dividido pelo comprimento do esôfago (o esôfago é medido a partir da região labial à junção esôfago-intestino)), b' (comprimento total do corpo dividido pela distância da região labial às glândulas esofagianas), c (comprimento total do corpo dividido pelo comprimento da cauda) e c' (comprimento total do corpo dividido pelo diâmetro do corpo na altura do ânus ou cloaca).

Extração de DNA, PCR e sequenciamento

A extração de DNA foi realizada utilizando-se pelo menos 50 J2 oriundos de cistos únicos abertos com um estilete sob microscópio estereoscópico para a liberação dos juvenis. Estes indivíduos foram cortados com estiletos em lâmina de vidro na presença de 20 µL água bidestilada (ddH₂O) e, em seguida, transferidos para microtubos de 1,5 mL. Aos tubos, foram adicionados 3 µL de proteinase K (600 µg mL⁻¹) (Promega) e 2 µL de tampão 10x PCR (*Taq* PCR Core Kit, Qiagen) seguindo-se uma incubação a 65 °C (1 h) e depois a 95 °C (15 min). Após a incubação, os tubos foram submetidos a um *spin* (30") e mantidos a -20 °C (SUBBOTIN *et al.*, 2018).

Para identificação molecular da espécie de *Cactodera*, realizou-se a amplificação e sequenciamento das regiões ITS com o primer TW81 (5'-GTTTCCGTAGGTGAACCTGC-3') e AB28 (5'-ATATGCTTAAGTTCAGCGGGT-3') (MAAFI *et al.*, 2003) e o segmento D2-D3 do 28S rDNA com os primers D2A (5'-ACAAGTACCGTGAGGGAAAGTTG-3') e D3B (5'-TCGGAAGGAACCAGCTACTA-3')

(DE LEY *et al.*, 1999). As reações de PCR foram realizadas em microtubo de 0,2 ml com um volume final de 23 µl, contendo 2 µl de DNA extraído, 2,5 µl de 10 X tampão de PCR, 5 µl de solução Q, 0,5 µl do mix de dNTPs (*Taq* PCR Core Kit, Qiagen), 0,15 µl de cada primer ($1,0 \mu\text{g } \mu\text{l}^{-1}$), 0,1 µl de *Taq* polimerase e 12,6 µl de água destilada (SUBBOTIN *et al.*, 2018). O perfil de amplificação por PCR consistiu em 4 min a 94°C, seguido de 35 ciclos de 1 min a 94 °C, 1,5 min a 55 °C e 2 min a 72 °C e extensão final de 10 min a 72 °C. Os produtos da PCR foram enviados à empresa Macrogen (Coreia do Sul) para purificação e sequenciamento das referidas amostras.

Alinhamentos de sequências e análises filogenéticas

As novas sequências consenso individuais para cada gene (ITS e 28S) do nematoide *C. cacti* foram alinhadas utilizando a versão online do MAFFT v. 7, com o método de refinamento iterativo G-INS-i (KATOHI *et al.*, 2019), juntamente com outras sequências de genes de espécies da família Heteroderidae, publicados no banco de dados GenBank do National Center for Biotechnology Information (NCBI) (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov>). Os alinhamentos individuais dos genes foram convertidos para o formato Phylip no Sequence Matrix v. 1.9 (VAIDYA *et al.*, 2011). As análises filogenéticas de máxima verossimilhança (ML) foram realizadas no IQ-TREE v. 2.3.1 (NGUYEN *et al.*, 2015). A árvore de ML mais adequada foi identificada após 1.000 iterações com uma força de perturbação de 0,5. Os suportes dos ramos foram estimados utilizando o teste de razão de verossimilhança aproximado, com a interpretação de Shimodaira-Hasegawa (SH-*alrt*) com 1.000 amostras de bootstrap.

As árvores geradas foram visualizadas e enraizadas no software FigTree v. 1.4.4 (<https://github.com/rambaut/figtree/releases>). As sequências das regiões analisadas foram depositadas no GenBank com os números de acesso: MW562829 (ITS) e MW562830 (região D2-D3 do 28S).

RESULTADOS

Caracterização morfométrica

As características morfométricas dos cistos (n=35) foram comprimento do corpo, excluindo o pescoço, $555,8 \pm 87,8$ (354,9 a 727,6) µm; largura do corpo 392,1

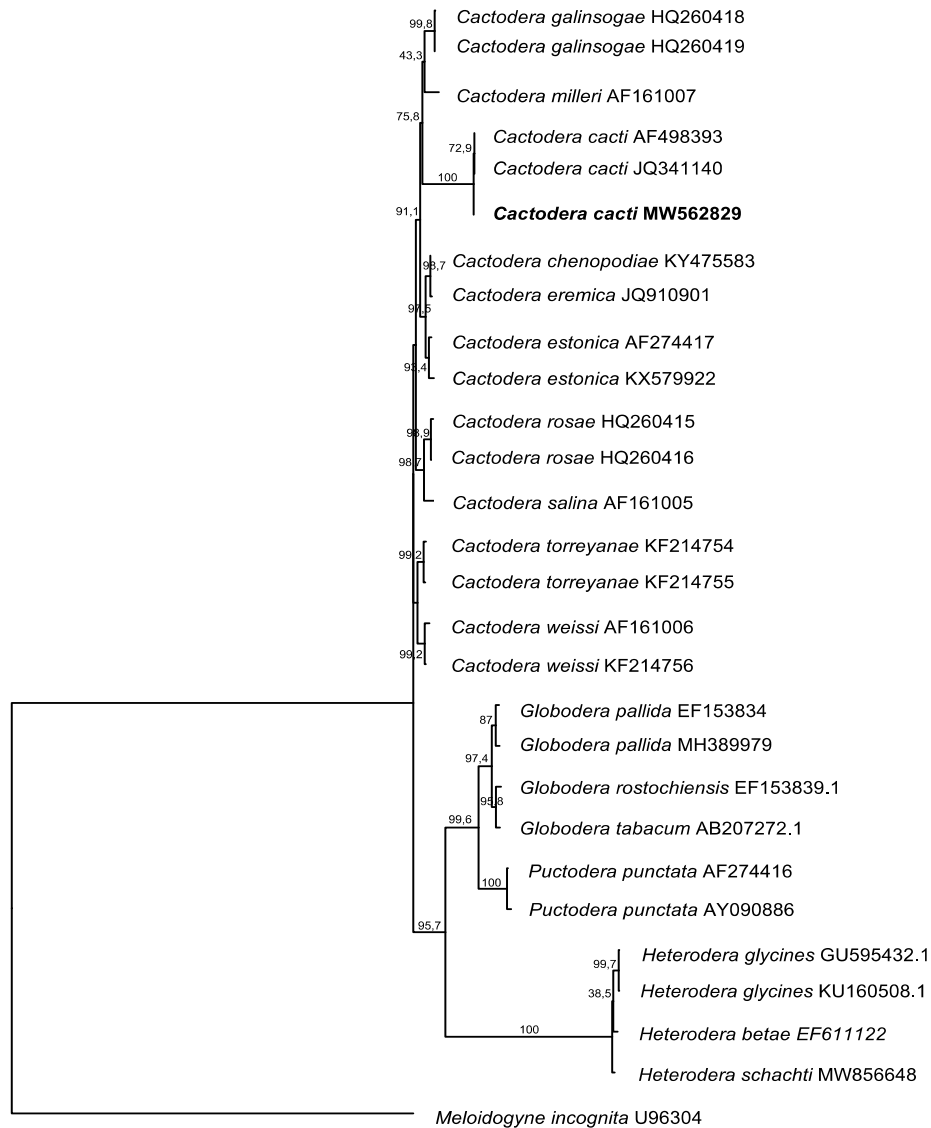
$\pm 63,4$ (297,9 a 553,7) μm ; comprimento do pescoço $63,5 \pm 25,8$ (49,8 a 105,0) μm ; razão comprimento/largura $1,4 \pm 0,2$ (1,0 a 1,8); e comprimento do cone vulvar $48,4 \pm 15,2$ (40,7 a 53,6) μm . Esses cistos tinham superfície áspera, formato oval a limoniforme e apresentavam um padrão cuticular em zigue-zague com um cone vulvar proeminente. Eles eram circumfenestrados sem *underbridge* e nem *bullae*, e com a presença de dentículos vulvais.

As medidas de J2 (n = 13) incluíram comprimento do corpo $511,2 \pm 33,7$ (452,7 a 551,5) μm ; comprimento do estilete $28,0 \pm 2,8$ (25,4 a 34,0) μm ; comprimento da cauda $50,7 \pm 5,1$ (40,6 a 57,4) μm ; região hialina da cauda $22,7 \pm 2,2$ (18,9 a 27,1); com a = $20,9 \pm 2,2$ (17,7 a 24,3); b = $5,4 \pm 0,4$ (5,1 a 5,8); b' = $3,4 \pm 0,4$ (3,1 a 3,9); c = $10,2 \pm 1,3$ (8,9 a 13,3); e c' = $3,8 \pm 0,4$ (3,0 a 4,5). As características morfológicas essenciais para identificação indicaram que a espécie encontrada em *C. jamacaru* foi *C. cacti*.

Identificação e análises filogenéticas

A sequência com 725 pb da região ITS do rDNA obtida foi submetida ao GenBank (ITS: MW562829). As amostras utilizadas para análise molecular apresentaram alto grau de identidade de sequência (99,59%) com *C. cacti* descrita em Taiwan (AF498393) e Irã (JQ341140) para a região ITS. A população de Fortaleza-CE formou um clado com mais duas sequências de populações de *C. cacti* retirada após busca MegablastN no banco de dados NCBI. A árvore filogenética foi formada após análise pelo método da máxima verossimilhança (Figura 6).

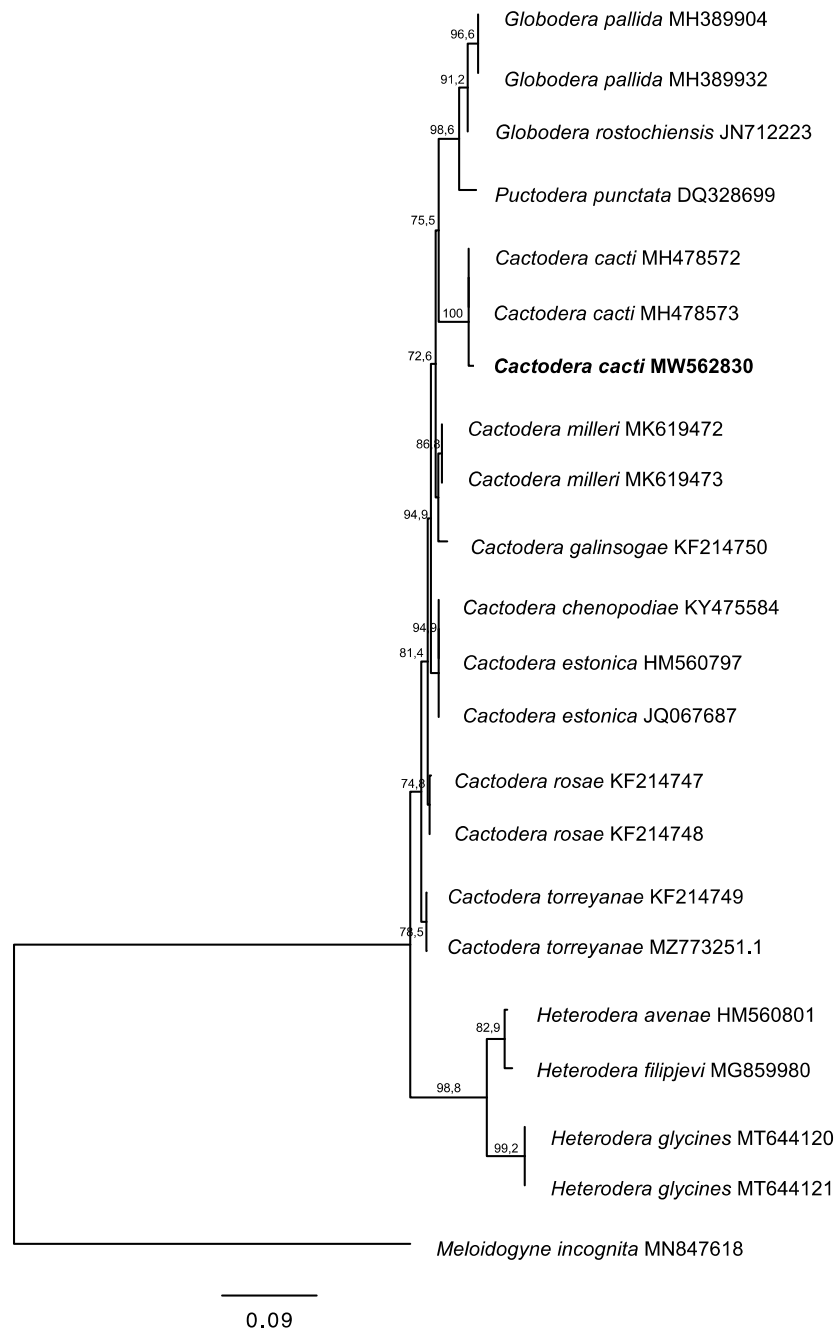
Figura 6. Árvore filogenética de máxima verossimilhança de *Cactodera* sp. e outras espécies da família Heteroderidae inferida a partir da região ITS. A sequência gerada neste estudo está em negrito. A barra de escala indica o número estimado de substituições por sítio.



0.2
Fonte: Café, 2024.

A sequência com 681 pb da região 28S do rDNA estudada foi enviada ao GenBank (regiões D2-D3 de 28S: MW562830). A identidade das regiões D2-D3 da sequência 28S foi de 99,41% com isolados do nematoide de cisto das cactáceas dos Estados Unidos (MH478572 e MH478573). Foi formado um clado suportado com outras duas sequências de *C. cacti*. As análises filogenéticas foram realizadas pelo método da máxima verossimilhança (Figura 7).

Figura 7. Árvore filogenética de máxima verossimilhança de *Cactodera* sp. e outras espécies da família Heteroderidae inferida a partir da região 28S. A sequência gerada neste estudo está em negrito. A barra de escala indica o número estimado de substituições por sítio.



Fonte: Café, 2024.

As sequências obtidas a partir das regiões ITS e 28S do rDNA confirmaram a espécie *C. cacti* como a encontrada infectando raízes de mandacaru em condições de campo em Fortaleza-CE.

DISCUSSÃO

O fitonematoide *C. cacti* foi inicialmente observado em Maartensdijk, localidade próxima à Utrecht, Holanda. Esse relato ocorreu após a observação de cistos do fitonematoide em raízes de duas cactáceas ornamentais: *Disocactus speciosus* (Cav.) Barthlott (= *Cereus speciosus* Cav.) e *Discocactus ackermannii* (Haw.) Barthlott, ambas apresentando declínio. À princípio, esse fitonematoide foi identificado como *H. schachtii* sendo uma raça adaptada a cactáceas (GOFFART, 1936; TURNER e SUBBOTIN, 2013).

A espécie *C. cacti* já foi relatada afetando diferentes cactáceas na Alemanha (STURHAN, 2006), na China (DUAN et al., 2012), na Coreia do Sul (CHO et al., 1995), em Cuba (PANEQUE e SAMPEDRO, 1986), nos Estados Unidos (SKANTAR et al., 2019), na Índia (KUMAR, 1964), no Irã (MAAFI et al., 2003), em Israel (MINZ, 1957), no México (PALOMARES-PÉREZ et al., 2015), na Polônia (BRZESKI, 1971), na Suécia (ANDERSSON e VALDERMARSSON, 1975), em Taiwan (CHAN et al., 2016), na Ucrânia (POPOV e GUBIN, 2012), na Nova Zelândia (BOESEWINKEL, 1982), entre outros (ESSER, 1992).

Acredita-se que a dispersão de *C. cacti* pelo mundo esteja associada ao comércio internacional de cactáceas ornamentais infectadas. O nematoide de cisto das cactáceas está associado infectando plantas pertencentes a três famílias: Cactaceae: *Cereus* Miller, *Cleistocactus* Lemaire, *Coryphantha* (Engelmann) Lemaire, *Discocactus* Pfeiffer, *Echinocactus* Link & Otto, *Echinopsis* Zuccarini, *Echinocereus* Engelmann, *Epiphyllum* Haworth, *Gymnocalycium* Pfeiffer, *Hatiora* Britton & Rose, *Heliocereus* (A. Berger) Britton & Rose, *Hylocereus* (A. Berger) Britton & Rose, *Leuchtenbergia* Hooker, *Mammillaria* Haworth, *Melocactus* Link & Otto, *Notocactus* (K. Schumann) Fric, *Nopalea* Salm-Dyck, *Opuntia* Miller, *Oreocereus* (A. Berger) Riccobono, *Rebutia* K. Schumann, *Rhipsalis* Gaertner, *Schlumbergera* Lemaire, *Selenicereus* (A. Berger) Britton & Rose, *Thelocactus* (K. Schumann) Britton & Rose; Apiaceae: *Apium* L.; e Euphorbiaceae: *Euphorbia* L. (ESSER, 1992; TURNER e SUBBOTIN, 2013).

CONCLUSÃO

A espécie de nematoide formador de cisto encontrado em mandacaru em Fortaleza-CE é *Cactodera cacti*.

REFERÊNCIAS

- ANDERSSON, S.; VALDERMARSSON, G. *Heterodera cacti*, cactus cyst nematode, observed in Sweden. **National Institute for Plant Protection**. Akarp, Sweden. Vaytsky e Ddsnotiser.. v. 39 (5): 120-122. 1975.
- BOESEWINKEL, H. J. A list of 142 new plant disease recordings from New Zealand and short notes on three diseases. **Australasian Plant Pathology (Australia)**, v. 11, n. 4, 1982.
- BRZESKI, M. W. Damage caused by nematodes on cultivated plants in Poland. **Problem Papers of the Progress of Agricultural Sciences**. No. 121, p. 9-21 1971.
- CAFÉ, F. B. S. et al. First report of the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, infecting *Cereus jamacaru* (Cactaceae) in Brazil. **Plant Disease**, v. 106, n. 7, p. 1998, 2022.
- CAFÉ, F. B. S.; SANTOS, C. D. G. Method for extracting nematode cysts of the family Heteroderidae from sandy loam soil. **Australasian Plant Pathology**, v. 52, n. 1, p. 43-44, 2023.
- CHAN, H. Y. et al. The occurrence, identification and ecological studies of the cactus nematode from dragon fruit crops in Taiwan. **Fitomedicina**, 58, 25-31. 2016.
- CHO, M. R. et al. New record and damage of *Cactodera cacti* in Korea. **RDA Journal of Agricultural Science (Korea Republic)**, v. 37, n. 1, 1995.
- COOLEN, W.A.; D' HERDE, C.J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Belgium: Min. Agric. Res. Adm. State Centre, Ghent - Belgium, 1972.
- DE LEY, P. et al. Molecular and morphological characterisation of two reproductively isolated species with mirror-image anatomy (Nematoda: Cephalobidae). **Nematology**, v. 1, n. 6, p. 591-612, 1999.
- DUAN, Y. X. et al. First report of the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, on cactus in northern China. **Plant disease**, v. 96, n. 9, p. 1385-1385, 2012.

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, p. 1-30. 1998.

FREIRE, F. C. O. Patógenos associados ao mandacaru (*Cereus jamacaru* Dc.) no Estado do Ceará. **Embrapa. Comunicado Técnico**, 2009.

GOFFART, H. *Heterodera schachtii* Schmidt an gemeiner Hanfnessel (*Galeopsis tetrahit* L.) und an Kakteen. **Parasitology Research** s.l. I.], v. 8, n. 5, p. 528-532, 1936.

GOMES, R. S. S. et al. Identification of associated fungi to diseases in *Cereus jamacaru* and *Cereus hildmannianus*. **Rev. mex. fitopatol**, Texcoco, v. 38, n. 2, p. 250-257, 2020.

KATOH, K. et al. MAFFT online service: multiple sequence alignment, interactive sequence choice and visualization. **Briefings in bioinformatics**, v. 20, n. 4, p. 1160-1166, 2019.

KRALL, E.L.; KRALL, H.A. Revision of the plant nematodes of the family Heteroderidae on the basis of the trophic specialization of these parasites and their co-evolution with their host plants. In **Fitogel'Mintologi-Cheskie Issledovaniya**. Moscow; Nauka: Moscow, USSR; pp. 39–56, 1978.

KUMAR, A. C. A note on the occurrence of *Heterodera cacti* (Nematoda: Heteroderidae) from Mysore. **Current Science**, Vol. 33, No. 17, p. 534, 1964.

MAAFI, Z. et al. Molecular identification of cyst-forming nematodes (Heteroderidae) from Iran and a phylogeny based on ITS-rDNA sequences. **Nematology**, v. 5, n. 1, p. 99-111, 2003.

MINZ, G. Crop damage by nematodes in Israel. **Nematologica**. Vol. 2, p. 4055. 1957.

NGUYEN, L. et al. IQ-TREE: a fast and effective stochastic algorithm for estimating maximum-likelihood phylogenies. **Molecular biology and evolution**, v. 32, n. 1, p. 268-274, 2015.

- PALOMARES-PÉREZ, M. et al. Nematodes associated with nopal *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) in Milpa Alta, Mexico City. **Revista mexicana de ciencias agrícolas**, v. 6, n. SPE11, p. 2205-2209, 2015.
- PANEQUE, M.; SAMPEDRO, J. Reporte de nematodo cistógeno *Cactodera cacti* en la provincia de Holguín, Cuba. **Ciencia y Técnica en la Agricultura. Protección de Plantas**, v. 9, n. 4, p. 123-129. 1986.
- POPOV, G. V.; GUBIN, A. I. New data on the fauna, biology and distribution of phytophages of ornamental plants of Donetsk region. **Industrial botany**, v. 12, p. 126-134, 2012.
- SALES, M. de S. L. et al. *Cereus jamacaru* De Candolle (Cactaceae), o mandacaru do nordeste brasileiro. Publicatio UEPG: **Ciencias Biológicas e da Saude**, v. 20, n. 2, p. 135-142, 2014.
- SKANTAR, A. M. et al. First report of the cactus cyst nematode, from a cactus garden in Idaho. **Journal of Nematology**, v. 51, n. 1, p. 1-6, 2019.
- SOUZA JUNIOR, F. J. C.; ASSUNÇÃO, M. C. Detection of and parasitizing plants from the caatinga biome, Ceará, Brazil. **Journal of Nematology**, v. 53, n. 1, p. 1-5, 2021.
- STURHAN, D. Cyst-forming nematodes and related Heteroderidae in Germany. **Communications from the Federal Biological Research Centre for Agriculture and Forestry**, No. No.404, p. 18-30, 2006.
- SUBBOTIN, S. A. et al. DNA barcoding, phylogeny and phylogeography of the cyst nematode species of the Avenae group from the genus *Heterodera* (Tylenchida: Heteroderidae). **Nematology**, v. 20, n. 7, p. 671-702, 2018.
- SUBBOTIN, S. A. et al. **Systematics of Cyst Nematodes (Nematoda: Heteroderinae), Part A**. Leiden, The Netherlands: Brill. 2010.
- TAYLOR, N.; ZAPPI, D. Additions and corrections to 'Cacti of Eastern Brazil'. **Bradleya**, v. 2018, n. 36, p. 2-21, 2018.
- TURNER, S. J.; SUBBOTIN, S. A. Cyst nematodes. In: **Plant nematology**.

Wallingford UK: CABI, p. 109-143. 2013.

VAIDYA, G. et al. SequenceMatrix: concatenation software for the fast assembly of multi-gene datasets with character set and codon information. **Cladistics**, v. 27, n. 2, p. 171-180, 2011.

4 CAPÍTULO II - BIOLOGIA DE *Cactodera cacti*

RESUMO

O nematoide de cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, é um fitoparasita que afeta cactáceas em diversas regiões do mundo, formando cistos que garantem sua sobrevivência por anos em solo sem hospedeiras. Contudo, ainda são escassos os estudos referentes à biologia deste patógeno. Com isso, objetivou-se nesse capítulo investigar aspectos biológicos de *C. cacti*, como ciclo de vida, número de ovos e juvenis de segundo estágio (J2) em fêmeas e cistos, gama de hospedeiras, estímulo de eclosão de J2, multiplicação populacional e sobrevivência de cistos em solo sem hospedeira. Os experimentos, realizados com exemplares do nematoide (ovos, J2 ou cistos) obtido de raízes de pitaia (*Hylocereus costaricensis*), mostraram a formação dos primeiros cistos em mandacaru 18 dias após a inoculação (DAI), com maior número de ovos aos 21 e 24 DAI e maior número de J2 eclodidos aos 27 DAI. Cactáceas foram as principais hospedeiras e seus exsudatos radiculares estimularam a eclosão de J2. O nematoide multiplicou-se rapidamente em pitaia a partir de um único cisto. Cistos mantidos em substrato seco por 42 meses permaneceram viáveis, comprovado pelo surgimento de novos cistos em pitaia cultivadas no mesmo substrato. Estes estudos avançam o entendimento sobre a biologia de *C. cacti*, esclarecendo aspectos de sua patogenicidade, comportamento e epidemiologia.

Palavras-chave: Heteroderidae; Cactaceae; cisto.

ABSTRACT

The cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, is a phytoparasite that affects cacti in various regions around the world, forming cysts that ensure its survival for years in soil without hosts. However, studies on the biology of this pathogen are still scarce. This chapter aims to investigate the biological aspects of *C. cacti*, such as its life cycle, number of eggs and second-stage juveniles (J2) in females and cysts, host range, J2 hatching stimulation, population multiplication, and cyst survival in host-free soil. Experiments conducted with inoculum obtained from pitaya (*Hylocereus costaricensis*) roots showed the formation of the first cysts in mandacaru 18 days

after inoculation (DAI), with the highest number of eggs at 21 and 24 DAI and the highest number of hatched J2 at 27 DAI. Cacti were the primary hosts, and their root exudates stimulated J2 hatching. The nematode multiplied rapidly in pitaya from a single cyst. Cysts maintained in dry substrate for 42 months remained viable, as evidenced by the emergence of new cysts in pitaya cultivated in the same substrate. These studies advance the understanding of *C. cacti* biology, shedding light on aspects of its pathogenicity, behavior, and epidemiology.

Keywords: Heteroderidae; Cactaceae; cyst.

INTRODUÇÃO

O nematoide de cisto das cactáceas, *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941) Krall & Krall, 1978, pertencente à família Heteroderidae e subfamília Heteroderinae, foi inicialmente relatado afetando raízes de duas cactáceas ornamentais, *Discocactus ackermannii* (Haw.) Barthlott e *Disocactus speciosus* (Cav.) Barthlott (= *Cereus speciosus* Cav.), na Holanda (EVANS e ROWE, 1998; TURNER e SUBBOTIN, 2013).

Esse fitonematoide já foi relatado em diversos países no mundo infectando majoritariamente espécies vegetais da família Cactaceae. Há também relato de infecção em três espécies da família botânica Euphorbiaceae (*Euphorbia canariensis* L., *E. cereiformis* L. e *E. natalensis* Bernh. ex Krauss) e em *Apium graveolens* L. pertencente à família Apiaceae. Os sintomas provocados por *C. cacti* consiste no aumento da quantidade de raízes adventícias, subdesenvolvimento, murcha, amarelecimento dos cladódios, seguido da redução e do atraso no florescimento nas plantas hospedeiras (CHO et al., 1995; ESSER, 1992).

Há poucas informações detalhadas na literatura sobre a biologia do *C. cacti*. Sabe-se que esse fitonematoide não forma machos e que possui um ciclo de vida que pode variar de 3 a 5 semanas em pitaia (*Hylocereus* sp.). Em média, cada fêmea produz 143 ovos e sua viabilidade em substrato seco, sem hospedeira, é de pelo menos 26 meses (CAFÉ, 2019; CHAN et al., 2016). As fêmeas de *C. cacti* têm formato quase esférico a limoniforme, com um cone vulvar diminuto e uma vulva com abertura reduzida e com dentículos que impedem a deposição de ovos no ambiente (STONE, 1985; WOUTS e BALDWIN, 1998). Seus cistos são inicialmente

de coloração amarelo-pálido e, com o tempo, tornam-se marrons (REBOUÇAS, 2017).

Contudo, ainda são necessários estudos sobre outros aspectos da biologia do fitonematoide *C. cacti*. À vista disso, esse trabalho teve como objetivos estudar o seu ciclo de vida em *Cereus jamacaru* DC., quantificar ovos e J2 eclodidos em fêmeas e em cistos, investigar outras hospedeiras deste patógeno, analisar fatores que estimulam a eclosão de J2, avaliar a capacidade de multiplicação do patógeno e a sobrevivência dos juvenis presente nos cistos em solo sem hospedeira.

MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos com *C. cacti* foram desenvolvidos em casa-de-vegetação e no Laboratório de Fitopatologia, pertencentes ao Setor de Fitossanidade do Departamento de Fitotecnia do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Ceará (UFC) - Campus do Pici, Fortaleza-CE (3° 44' 48" S, 38° 34' 29" O).

O inóculo do nematoide utilizado nos sete experimentos foi extraído de amostras de raízes de mandacaru ou de pitaia (*Hylocereus costaricensis* (F.A.C.Weber) Britton e Rose) infectadas e do solo em torno do sistema radicular dessas plantas mantidas em vasos. Para a extração do nematoide de raízes, utilizou-se o método de Coolen e D'Herde (1972) procedendo-se da seguinte forma: as raízes da cactácea foram trituradas em liquidificador com água por 30 segundos e a suspensão vertida em peneiras de 20 e 400 mesh acopladas. O material que ficou retido na peneira de 400 mesh foi recolhido em béquer utilizando uma pisseta. A essa suspensão, adicionou-se caulim (silicato de alumínio hidratado) (3 g/ 100 mL de suspensão) seguindo a homogeneização e distribuição da suspensão em tubos de centrífuga. Após equilíbrio dos pesos, os tubos foram centrifugados a 2.000 rpm por 5 minutos (Centrífuga Fanem Excelsa II) e o sobrenadante foi descartado. Aos tubos adicionou-se sacarose a 45%, ressuspensando o sedimento com um bastão de vidro. Os tubos foram novamente equilibrados e submetidos a uma nova centrifugação a 2.000 rpm por 1 minuto. Por fim, o sobrenadante foi vertido em peneira de 400 mesh e lavado com água corrente para a retirada total da sacarose, recolhendo-se a suspensão com todas as fases do nematoide presente em béquer identificado.

Para a extração dos cistos de *C. cacti* do solo, utilizou-se o Método CS

(CAFÉ e SANTOS, 2023). Uma amostra de solo de 1.000 cm³ foi alocada em um balde de 5 L adicionando-se água sob agitação a fim de destorroar o solo. Após a decantação do solo por 30 segundos a suspensão foi vertida em peneiras de 40 e 200 mesh acopladas e o material que ficou retido na peneira de 200 mesh foi recolhido com jatos de água em béquero. Caulim foi adicionado ao béquero na proporção de 3 g para cada 100 mL de suspensão a qual, em seguida, foi agitada com um bastão de vidro e distribuída igualmente em tubos que foram equilibrados e centrifugados a 2.000 rpm por 5 min. O sobrenadante foi descartado e ao precipitado adicionou-se sacarose a 45%, ressuspendendo o sedimento. Os tubos foram novamente equilibrados e centrifugados a 2.000 rpm por 1 min. O sobrenadante foi vertido em peneira de 200 mesh e lavado com água para a retirada da sacarose. Os cistos retidos na peneira foram então recolhidos para a utilização nos ensaios. Essas extrações eram sempre realizadas antes do início dos experimentos.

Para a obtenção dos ovos de *C. cacti*, as fêmeas e os cistos foram macerados sobre peneira de 200 mesh e de 400 mesh acopladas, sob água corrente. Dessa forma, os ovos eram liberados das fêmeas e dos cistos e ficavam depositados na peneira de 400 mesh e, coletados para estudos posteriores.

Ciclo biológico de *Cactodera cacti* em *Cereus jamacaru*

As mudas de mandacaru utilizadas nos ensaios foram obtidas a partir de cladódios coletados em áreas de produção de mudas de plantas ornamentais situadas no município de Horizonte-CE. Os cladódios foram alocados em vasos com capacidade de 1 L contendo substrato autoclavado (mistura peneirada de areia e esterco caprino na proporção 3:1) por um período de 90 dias para o enraizamento. As mudas de mandacaru permaneceram em casa-de-vegetação (29 ± 4 °C) durante todo o experimento com irrigação diária.

O inóculo, constituído de J2 obtidos dos cistos extraídos, foi calibrado utilizando-se câmara de Peters sob microscópio estereoscópio para obtenção de 500 J2 mL⁻¹ de suspensão a ser inoculado nas plantas para o estudo do ciclo.

Após o período de enraizamento das mudas de mandacaru, foram inoculados os 500 J2 de *C. cacti* por planta, sendo o inóculo alocado em dois orifícios com aproximadamente 3 cm de profundidade próximos ao colo da cactácea. Após a deposição do inóculo, os orifícios foram fechados.

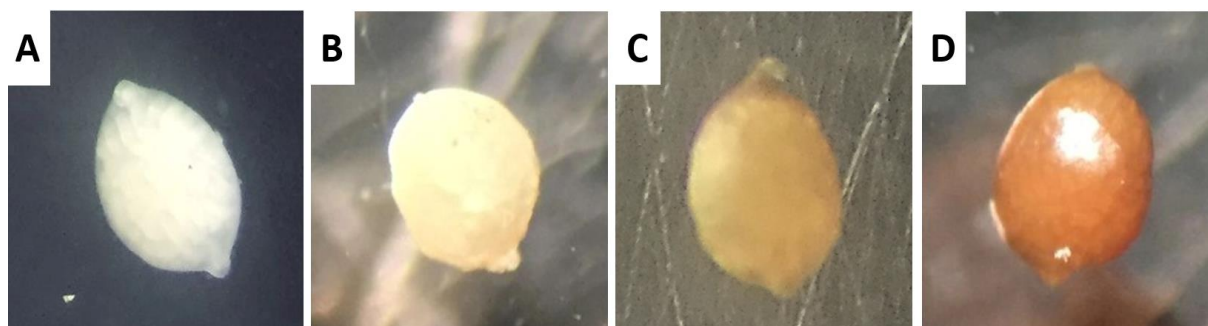
Três dias após a inoculação do patógeno, as mudas da cactácea foram retiradas dos vasos, efetuando-se a lavagem das raízes e procedendo-se o transplântio em novos vasos de 1 L contendo substrato autoclavado, a fim de uniformizar a penetração dos juvenis de *C. cacti* nas raízes de mandacaru. A partir de então, a cada três dias, duas mudas de mandacaru foram retiradas dos vasos e levadas para o Laboratório de Fitopatologia para exame. Os sistemas radiculares das duas plantas foram divididos em duas metades de pesos iguais, sendo que uma metade foi submetida ao procedimento de coloração de nematoides na raiz (FREITAS et al., 2007) e a outra metade foi submetida à extração pelo método de Coolen e D'Herde. No método de coloração, as raízes foram lavadas e submetidas a um processo de clarificação em uma solução composta por 50 mL de água e 30 mL de hipoclorito de sódio (NaClO) em um béquer sob agitação constante por seis minutos. Após a clarificação, a raiz foi lavada em água corrente para a retirada do NaClO e, em seguida, a raiz permaneceu em água destilada por 15 minutos. Posteriormente, as raízes foram alocadas em um béquer contendo 30 mL de água e 1 mL do corante de fucsina ácida concentrada (0,35 g de fucsina ácida, 25 mL de ácido acético glacial e 75 mL de água destilada), o qual foi aquecido até a fervura por dois minutos. As raízes foram então removidas da solução corante e resfriadas à temperatura ambiente sobre placa de Petri. Depois de frias, as raízes foram lavadas com água corrente para a remoção do excesso de corante, colocadas em béquer contendo uma solução de 30 mL de glicerina acidificada com 0,2 mL de ácido clorídrico (HCl) e submetidas a um aquecimento até atingir a temperatura de 80°C. Em seguida, as raízes foram postas em placas de Petri e seccionadas e alocadas entre lâminas para posterior constatação, em microscópio ótico, das fases do nematoide presente no interior da raiz. A suspensão de nematoides obtida da extração da outra metade da raiz empregando o método de Coolen e D'Herde foi igualmente utilizada para constatação das fases do nematoide nas raízes.

Quantificação de ovos e J2 eclodidos em fêmeas e em cistos de *Cactodera cacti*

Pitaias com 30 dias de enraizamento foram inoculadas com 500 J2 de *C. cacti* obtidos a partir da extração de nematoides de raiz e de solo. Baseando-se no conhecimento do período de formação das fases de fêmeas e cistos deste

fitonematoide em raízes de pitaia (CAFÉ, 2019), foram realizadas extrações do nematoide aos 18, 21, 24 e 27 DAI das raízes de plantas de pitaia a fim de se obter 15 exemplares de: fêmeas maduras (A), cistos recém-formados com coloração amarelo-pálido (B), cistos com coloração caramelo (C) e cistos com coloração marrom escuro (D) (Figura 8). Em câmara de Peters, sob microscópio estereoscópio, foi realizada a contagem, tanto de ovos como de J2 eclodidos, presentes em cada um dos 60 exemplares, os quais foram abertos empregando um estilete.

Figura 8. Fêmea aos 18 dias (A) e cistos de *Cactodera cacti* aos 21 (B), 24 (C) e 27 dias após a inoculação (D), respectivamente, em pitaia.



Fonte: Café, 2024.

As análises estatísticas foram realizadas no software estatístico SAS® Studio. Para verificar as diferenças quanto ao número de ovos e juvenis entre fêmeas e cistos do *C. cacti*, utilizou-se a análise multivariada de variância (MANOVA), implementada pelo PROC GLM. Todas as hipóteses foram testadas contra a hipótese alternativa (H1), na qual pelo menos um efeito diferente entre esses vetores pode ser observado.

Inicialmente, foi testado o modelo de interação entre os dados obtidos de fêmeas e cistos de *C. cacti* e, na mesma etapa, foram obtidos todos os contrastes multivariados entre os níveis de cada estágio de desenvolvimento.

As análises discriminantes canônicas foram implementadas pelo PROC CANDISC no SAS® Studio. Coeficientes canônicos foram obtidos através da amostra total e a variância total foi explicada por cada variável canônica. Esta etapa, ao gerar as variáveis canônicas, permite visualizar as diferenças entre os quatro estágios de *C. cacti* estudados e a combinação linear das variáveis originais, a qual fornece a melhor discriminação entre os quatro grupos, maximizando a variação entre e dentro desses grupos. Em seguida, foi realizado o teste de comparação de

médias de Tukey.

Elipses de confiança a 95% foram geradas para vetores médios de média para cada nível de fator para representar as duas variáveis canônicas (Can1 e Can2), considerando o fator grupos de *C. cacti*.

Hospedabilidade de *Cactodera cacti*

Utilizaram-se mudas de 15 espécies vegetais de cinco famílias botânicas, sendo, Asparagaceae: agave-bola (*Agave angustifolia* Haw.), agave-azul (*A. tequilana* F.A.C. Weber); Crassulaceae: kalanchoe (*Kalanchoe delagoensis* (Eckl. & Zeyh.) Druce), dedinho-de-moça (*Sedrum robotinctum* R.T. Clausen); Cactaceae: mandacaru, palma-forrageira (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill), xique-xique (*Pilosocereus polygonus* (Lam.) Byles & G.D. Rowley), *Mammillaria gracilis* Pfeiff., *M. prolifera* (Mill.) Haw. e *Echinopsis multiplex* Pfeiff. & Otto; Fabaceae: *Crotalaria breviflora* DC., *C. juncea* L., *C. ochroleuca* G. Don e *C. spectabilis* Röth; Portulacaceae: *Portulacaria afra* Jacq. (Figura 9)

Figura 9. Plantas ornamentais utilizadas no teste de hospedabilidade a *Cactodera cacti*.



Fonte: Café, 2024.

Todas as espécies supracitadas foram doadas pelo Setor de Horticultura CCA/UFC já enraizadas em substrato autoclavado, com exceção das fabáceas que foram obtidas a partir de sementes e semeadas em substrato autoclavado. As plantas foram mantidas em casa-de-vegetação (30 ± 3 °C) pertencente ao Laboratório de Fitopatologia e regadas duas vezes ao dia durante todo o experimento.

O inóculo foi obtido a partir das extrações de nematoides de raízes infectadas e de solo infestado. Empregaram-se de 2.000 ovos por planta, com seis repetições de cada espécie vegetal. Plantas não inoculadas constituíram as testemunhas. Mudas de pitaia também foram inoculadas no mesmo dia a fim de confirmar a viabilidade do inóculo.

Aos 45 DAI, as plantas foram levadas para o Laboratório de Fitopatologia e avaliadas quanto à infecção por *C. cacti* por meio da contagem do número de ovos presentes nas raízes. Os dados obtidos foram comparados com os da pitaia inoculada com o patógeno no mesmo dia. Com isso, foi calculado o fator de reprodução (FR), que é o quociente da divisão da população final pela população inicial inoculada (OOSTENBRINK, 1966), em que as espécies podem ser consideradas: não hospedeiras (FR = 0), más hospedeiras (FR < 1) ou boas hospedeiras (FR > 1).

Os dados obtidos após a contagem do número de ovos nas hospedeiras foram analisados estatisticamente pelos testes F e Tukey a 1% de probabilidade utilizando o software SASM-Agri.

Efeito de exsudatos radiculares de pitaia, cóleus e crotalárias sobre a eclosão de J2 de *Cactodera cacti*

Neste ensaio, utilizaram-se mudas de pitaia com 20 dias de enraizamento em substrato autoclavado, mudas de cóleus (*Plectranthus scutellarioides* (L.) R.Br.), planta comumente utilizada na manutenção de espécies de *Meloidogyne* em casa-de-vegetação/UFC, com 15 dias de enraizamento em água e mudas de *C. juncea* e de *C. spectabilis* oriundas de sementes após 15 dias da emergência. Todas as plantas tiveram o sistema radicular lavado em água corrente para total remoção do

substrato e, em seguida, foram individualmente alocadas em béqueres contendo 100 mL de água destilada por três dias, com o intuito da obtenção de exsudatos radiculares (Figura 10). Após esse tempo, as soluções obtidas referentes a cada espécie vegetal foram distribuídas em seis placas de Petri com um volume de 4 mL por placa.

Figura 10. Pitaia, cóleus, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* em béqueres contendo 100 mL de água destilada com o intuito da obtenção de exsudatos radiculares de cada uma dessas espécies vegetais.



Fonte: Café, 2024.

Cinquenta ovos de *C. cacti* obtidos de cistos após extrações de nematoides de raízes e de solo foram distribuídos em cada placa de Petri contendo os exsudatos radiculares. Ao todo, foram 4 tratamentos e 1 testemunha (somente água destilada) e 6 repetições, totalizando 30 placas e 1.500 ovos. As avaliações ocorreram diariamente, sob microscópio estereoscópio, em que foram contabilizadas as eclosões de J2 por placa/tratamento. Ao fim do ensaio, os dados obtidos foram submetidos à análise de regressão e teste de Tukey a 1% de significância.

Efeito de exsudatos radiculares de palma-forrageira, pitaia, mamilária, cóleus e crotalárias sobre cistos de *Cactodera cacti* na eclosão de J2

Neste ensaio empregaram-se mudas de seis espécies vegetais: palma-forrageira, pitaia, mamilária (*M. gracilis*), com 15, 30 e 90 dias de enraizamento em substrato autoclavado, respectivamente, cóleus com 15 dias de enraizamento em água, *Crotalaria juncea* e *C. spectabilis* oriundas de sementes após 15 dias da

emergência.

As mudas de cada espécie vegetal acima citadas foram individualmente alocadas em béqueres contendo 100 mL de água destilada por três dias, conforme descrito anteriormente, para obtenção de exsudatos radiculares. As soluções contendo os exsudatos de cada espécie vegetal foram igualmente distribuídas em 6 placas de Petri empregando um volume de 4 mL por placa. Cinco cistos de *C. cacti* obtidos após extrações de nematoides de raízes e de solo foram postos em cada placa de Petri. O ensaio teve 6 tratamentos e 1 testemunha (somente água destilada) e 6 repetições, totalizando 42 placas e 210 cistos.

As avaliações aconteceram diariamente, sob microscópio estereoscópio, contabilizadas as emergências de J2 dos cistos dispostos em cada placa. Ao fim do ensaio, os dados obtidos foram submetidos à análise de regressão e teste de Scott-Knott a 1% de significância.

Multiplicação de *Cactodera cacti* em pitaia

Com o objetivo de se verificar a capacidade de multiplicação de *C. cacti* em pitaia (*H. costaricensis*), inocularam-se mudas dessa cactácea com 30 dias de enraizamento em substrato autoclavado com 1 único cisto de *C. cacti* obtido após as extrações de nematoides de raízes e de solo.

As avaliações da multiplicação do patógeno em pitaia ocorreram aos 20, 40 e 60 DAI, retirando-se seis mudas de pitaia dos seus vasos e levando as plantas ao Laboratório de Fitopatologia para exame e extração do nematoide das raízes e do solo. Após as extrações, as suspensões obtidas foram postas em placas de Petri para a contagem do número de fêmeas jovens, de fêmeas maduras e de cistos formados após cada período de avaliação (20, 40 e 60 dias). Os dados obtidos foram submetidos à uma análise de regressão.

Avaliação do período de viabilidade dos cistos de *Cactodera cacti* no solo

Para avaliar a viabilidade de cistos de *C. cacti* obtidos de raízes de pitaia no ano de 2020, 12 vasos contendo 0,5 kg de substrato autoclavado foram infestados com 50 cistos/vaso. Em seis desses vasos, cladódios de pitaias previamente enraizados por 15 dias foram transplantados logo após a infestação do

substrato com 50 cistos a fim de se confirmar a viabilidade inicial do inóculo (testemunha). Nos outros seis vasos, mudas de pitaia com 15 dias de enraizamento foram transplantadas após um período de 42 meses (Temperatura: 30 ± 4 °C) sem hospedeiro (pousio) visando, com isso, investigar a sobrevivência do inóculo em suas estruturas de resistência (cistos).

As avaliações de infecção das raízes ocorreram 45 dias após o transplante das mudas de pitaia para o vaso com substrato infestado. Foram contabilizados tanto o número de cistos formados nas raízes, quanto o número de cisto presente no solo. A extração dos cistos ocorreu por meio das técnicas de Coolen e D'Herde e o método CS, já descritas. Os dados obtidos após a contagem do número de cistos foram analisados estatisticamente pelos testes F e Tukey a 1% de probabilidade utilizando o software SASM-Agri.

RESULTADOS

Ciclo biológico de *Cactodera cacti* em *Cereus jamacaru*

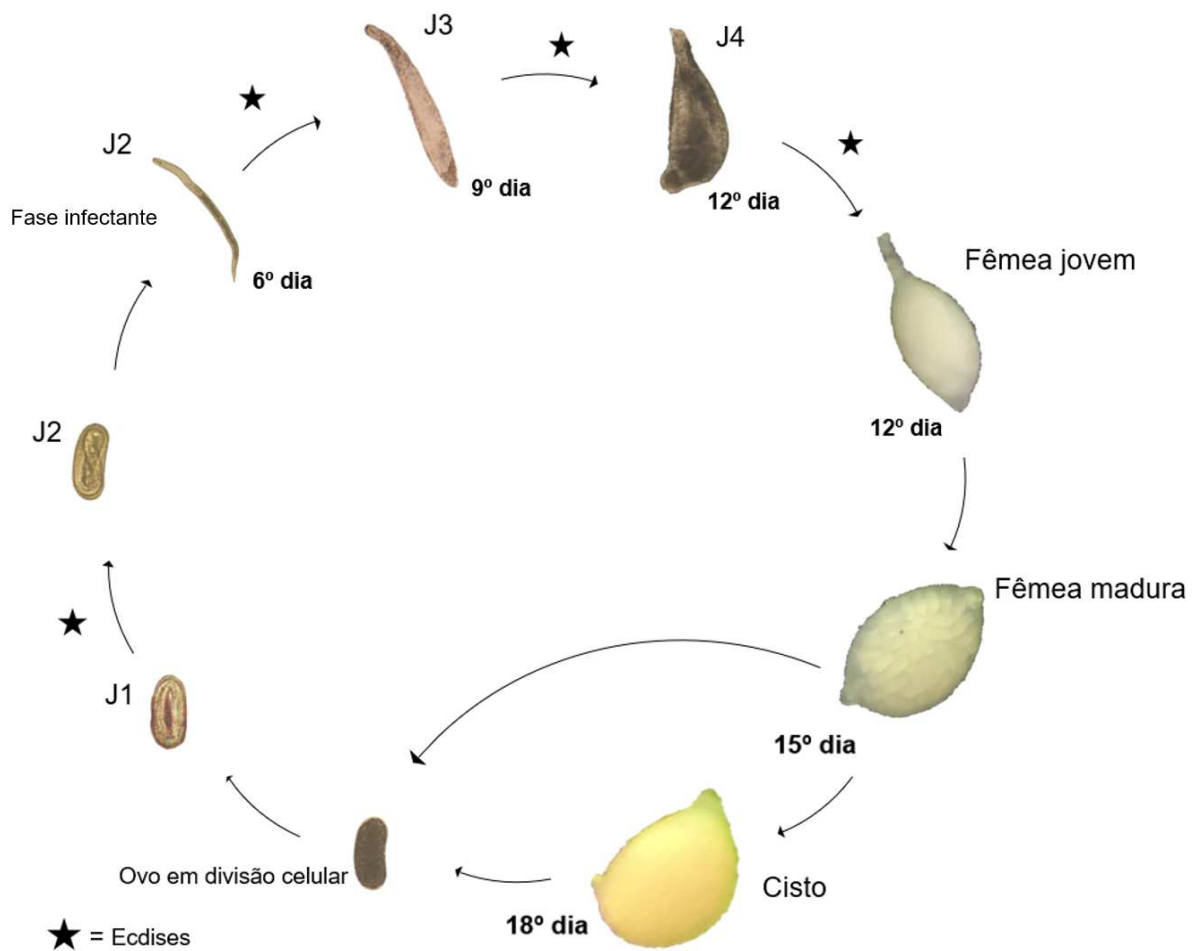
Todos os estádios de desenvolvimento do fitonematoide *C. cacti* foram observados nesse experimento. Constatou-se que os juvenis empregados na inoculação se desenvolveram para fêmeas em um período de 15 dias e que cistos foram observados aos 18 DAI (Figura 11). Machos não foram constatados no decorrer de todas as avaliações, sugerindo assim que a reprodução deste fitopatógeno se dá por partenogênese.

As fases juvenis e as fêmeas foram visualizadas dentro das raízes de mandacaru, confirmando o fitonematoide como um endoparasita sedentário. Observou-se que a região posterior do corpo das fêmeas, quando maduras, ficava exposta para fora da raiz. Isso ocorre em razão do aumento de tamanho de seu corpo, que causa o rompimento da epiderme da raiz da cactácea deixando-a exposta.

Em ambos os procedimentos empregados para examinar as fases do nematoide presente nas raízes nas 5 avaliações (coloração e extração de nematoides em raízes de mandacaru), constataram-se que, aos 6 DAI, apenas juvenis de segundo estágio (J2) estavam presentes nas raízes da cactácea. Visualizaram-se juvenis de terceiro estágio (J3) aos nove dias e juvenis de quarto

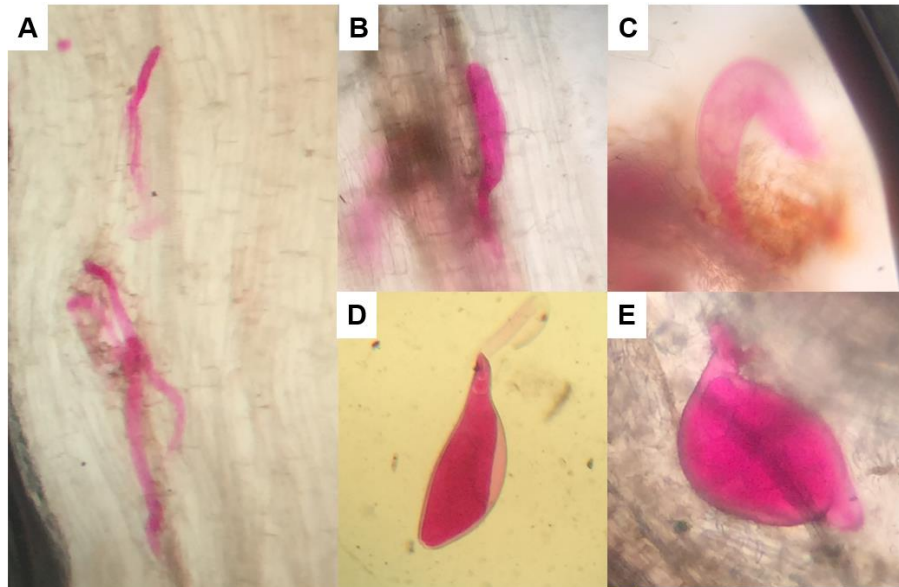
estádio (J4) e fêmeas jovens, oblongas sem produção de ovos, aos 12 dias. Assim, o intervalo de tempo de desenvolvimento de J2 a fêmeas foi de 9 a 12 dias, considerando que J2 teriam entrado na raiz na data da inoculação. Fêmeas maduras limoniformes a globosas com ovos no interior, foram observadas aos 15 DAI e cistos com coloração amarelo-pálido foram vistos aos 18 DAI, fechando o ciclo biológico do nematoide (Figura 11 e 12).

Figura 11. Ciclo de vida de *Cactodera cacti* em *Cereus jamacaru* observado em microscópio.



Fonte: Café, 2024.

Figura 12. Estádios de desenvolvimento de *Cactodera cacti* em *Cereus jamacaru* após o método de coloração com fucsina ácida. A - J2 aos 6 dias após a inoculação (DAI); B - J3 aos 9 DAI; C - J4 aos 12 DAI; D - Fêmea ainda sem ovos aos 12 DAI; E - Fêmea madura com ovos aos 15 DAI.



Fonte: Café, 2024.

Quantificação de ovos e J2 eclodidos em fêmeas e em cistos de *Cactodera cacti*

A quantidade de ovos e de J2 em fêmeas de 18 dias foi em média 100,2 ovos e 1,53 J2, e em cistos de *C. cacti* de 21, 24 e 27 dias foram registrados 124,87 ovos e 13,2 J2, 127,53 ovos e 24,27 J2, 87,67 ovos e 48,67 J2, respectivamente.

Esses valores foram submetidos a MANOVA a qual indicou que a interação entre as variáveis número de ovos e número de J2 em fêmeas e cistos do fitonematoide *C. cacti* foi significativa (Lambda de Wilks = 0,0474 e $Pr > F < 0,0001$).

As distâncias quadráticas de Mahalanobis e as probabilidades de efeitos significativos, pelo teste F ($p < 0,05$), dos contrastes multivariados para o fator 'dias após a inoculação' são mostradas na Tabela 1, em que foram observadas diferenças significativas entre fêmeas e cistos do nematoide do cisto das cactáceas. Estes resultados destacam a importância do fator tempo na dinâmica populacional de *C. cacti* e indicam que fêmeas e cistos com diferentes tempos de existência respondem de forma distinta ao longo do tempo.

Tabela 1. Distâncias quadráticas de Mahalanobis* e valores descritivos de probabilidade** pelo teste F para os contrastes multivariados, considerando o fator ‘Dias’ que indica o estágio de desenvolvimento de *Cactodera cacti*, em que: 18 - fêmeas maduras; 21 - cistos com coloração amarelo-pálido; 24 - cistos com coloração caramelo; 27 - cistos com coloração marrom.

| Dias | 18 | 21 | 24 | 27 |
|-------------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| 18 | 0 | 7.55548 | 20.53238 | 64.19243 |
| 21 | <.0001 | 0 | 3.74805 | 38.32488 |
| 24 | <.0001 | <.0001 | 0 | 20.82545 |
| 30 | <.0001 | <.0001 | <.0001 | 0 |

*As distâncias quadráticas de Mahalanobis estão acima da linha diagonal. **Os valores de probabilidade dos contrastes pelo teste F estão abaixo da linha diagonal.

Coefficientes canônicos padronizados foram gerados pela amostra total e a porcentagem da variabilidade total explicada por cada variável canônica. Foram obtidas duas funções discriminantes para o fator ‘dias após a inoculação’, sendo a primeira responsável por 90,02% da variação dos dados e a segunda 9,98%, ou seja, apenas uma variável canônica (Can1) foi necessária para explicar 90,02% da variação total (Tabela 2).

Tabela 2. Coeficientes canônicos padronizados pelo total amostral e porcentagem da variação total explicada por cada variável canônica, considerando o fator ‘Dias’, que indica o tempo de surgimento de fêmeas e de cistos de *Cactodera cacti*.

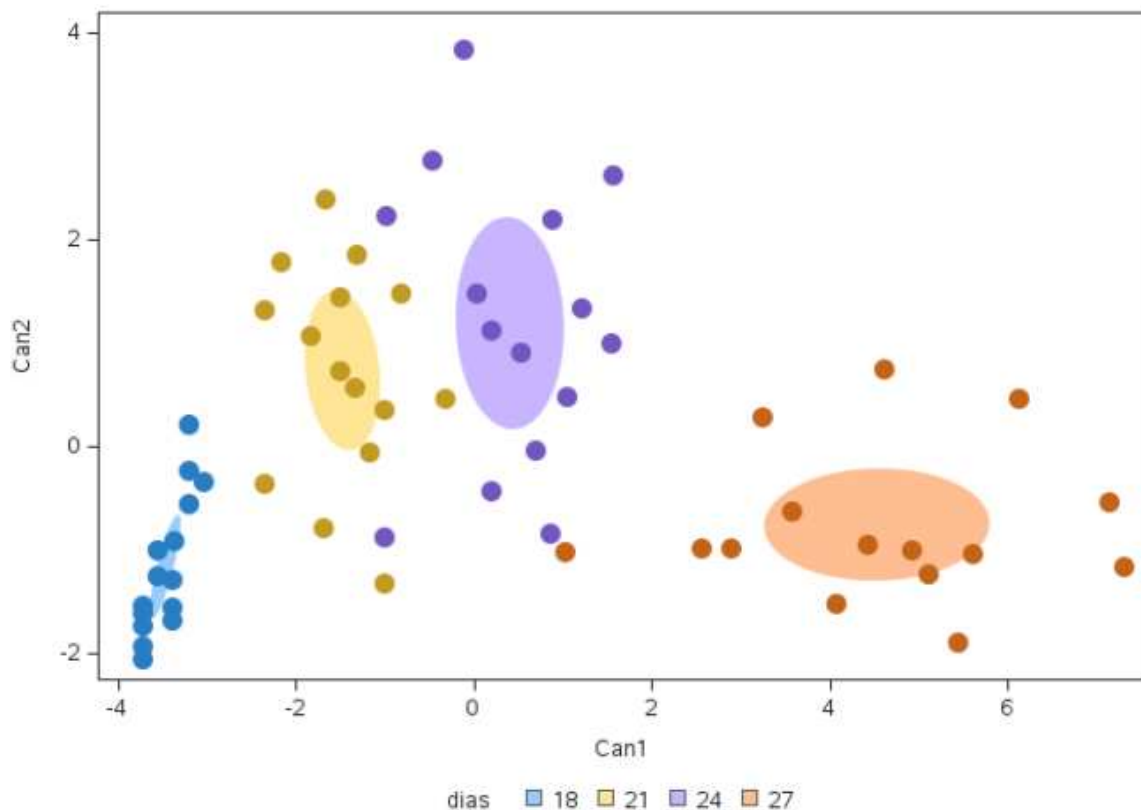
| Variáveis | Can1 | Can2 |
|---------------------|-------|------|
| Número de ovos (NO) | 0,01 | 1,47 |
| Número de J2 (NJ2) | 3,14 | 0,48 |
| CV (%) | 90,02 | 9,98 |

Considerando que a primeira variável canônica ($Can1 = 0,01NO + 3,14NJ2$) explica 90,02% da variação total, observa-se um coeficiente muito alto para a variável número de J2 (3,14), sugerindo que esta é a variável que mais contribui para esta variável canônica. O coeficiente para a variável número de ovos é muito baixo (0,01), indicando que esta variável pouco contribui para Can1. A

segunda variável canônica é mais influenciada pelo número de ovos ($\text{Can2} = 1,47\text{NO} + 0,48\text{NJ2}$), mas contribui menos para a variação total quando comparada a Can1 , explicando apenas 9,98%.

Elipses de confiança de 95% dos vetores médios para os níveis do fator 'dias após a inoculação' foram geradas para melhor visualização da discriminação entre tratamentos. Observa-se que todas as elipses estão separadas uma das outras corroborando o teste de Tukey a 5% de probabilidade, o qual mostrou que estas diferem estatisticamente entre si considerando as duas variáveis de resposta simultaneamente. Com isso, formam-se quatro grupos distintos, confirmando o que havia sido encontrado anteriormente por meio de contrastes multivariados (Gráfico 1).

Gráfico 1. Elipses de 95% de confiança dos vetores de médias, de acordo com a primeira e segunda variáveis canônicas (Can1 e Can2), para os níveis do fator 'Dias' que indica o estágio de desenvolvimento de *Cactodera cacti*, em que: 18 - fêmeas maduras; 21 - cistos com coloração amarelo-pálido; 24 - cistos com coloração caramelo; 27 - cistos com coloração marrom.



O grupo referente ao cisto com 27 DAI apresentou os maiores valores de Can1 , seguido dos grupos referentes ao cisto com 24 e 21 DAI e que a fêmea

madura com 18 DAI, respectivamente, ou seja, apresentaram, em geral, um maior número de J2 eclodidos em relação ao número de ovos. Considerando a variável Can2, valores mais altos estão relacionados ao grupo de cistos com 21 e 24 DAI, ou seja, durante o processo de produção de ovos por *C. cacti*, há um pico de produção aos 21 DAI que perdura até os 24 DAI, significando que há um maior número de ovos no interior de cistos com a coloração amarelo-pálido e caramelo do que em fêmeas e nos cistos marrons.

Os resultados obtidos permitiram inferir que a fêmea de *C. cacti* começa a produzir ovos por volta dos 18 DAI e, com isso, há um baixo número de J2 eclodidos. Pode-se verificar também que há um pico de produção de ovos em cistos formados aos 21 e 24 DAI, ou seja, nos cistos iniciais com a coloração amarelo-pálido até que se tornem de coloração caramelo. Aos 27 DAI, quando o cisto adquire a coloração marrom, há o pico de eclosão de juvenis, tornando o número de J2 dentro do cisto significativamente superior aos grupos anteriores. Contudo, pode-se inferir que o número médio total de exemplares (ovos + J2) presentes nos cistos formados aos 27 DAI não supera o número médio total encontrado no cisto com 24 DAI, provavelmente em razão dos juvenis emergirem do cisto nesta etapa para recomençar o processo de infecção na hospedeira.

Informações relacionadas à quantidade de ovos e juvenis em fêmeas e em cistos de *C. cacti*, ou de outro heteroderídeo, associadas à progressão das fases iniciais do patógeno com o tempo, não tem sido ainda relatada, impossibilitando efetuar comparações com os resultados obtidos nesse estudo.

Hospedabilidade de *Cactodera cacti*

Foram testadas nesse experimento 15 espécies vegetais, pertencentes a 10 gêneros e 5 famílias botânicas diferentes. A infecção do fitonematoide *C. cacti* foi observada apenas nas raízes de plantas da família Cactaceae, sendo comumente boas hospedeiras do patógeno, com exceção de *M. gracilis*, que demonstrou ser uma má hospedeira do nematoide ($FR < 1$) (Tabela 3).

Tabela 3. Comportamento de 15 espécies vegetais inoculadas com 2.000 ovos de *Cactodera cacti* após 45 dias da inoculação.

| Espécie | Família | Hospedabilidade* | FR** | Nº de ovos |
|-------------------------------|---------------|------------------|------|------------|
| <i>Cereus jamacaru</i> | Cactaceae | + | 4,99 | 9.973,3 |
| <i>Echinopsis multiplex</i> | Cactaceae | + | 2,27 | 4.533,3 |
| <i>Mammillaria gracilis</i> | Cactaceae | - | 0,85 | 1.706,7 |
| <i>Mammillaria prolifera</i> | Cactaceae | + | 1,47 | 2.933,3 |
| <i>Opuntia ficus-indica</i> | Cactaceae | + | 5,39 | 10.773,3 |
| <i>Pilosocereus polygonus</i> | Cactaceae | + | 2,63 | 5.266,7 |
| <i>Agave angustifolia</i> | Asparagaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Agave tequilana</i> | Asparagaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Kalanchoe delagoensis</i> | Crassulaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Sedum rubrotinctum</i> | Crassulaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Crotalaria breviflora</i> | Fabaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Crotalaria juncea</i> | Fabaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Crotalaria ochroleuca</i> | Fabaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Crotalaria spectabilis</i> | Fabaceae | - | 0 | 0 |
| <i>Portulacaria afra</i> | Portulacaceae | - | 0 | 0 |

*Sinal negativo (-): espécie não-hospedeira; Sinal positivo (+): espécie hospedeira; **FR: fator de reprodução.

Durante as extrações realizadas em laboratório, observou-se um maior número de cistos nas suspensões obtidas a partir da extração de nematoides do solo em comparação com a suspensão resultante da extração de nematoides das raízes.

Dentre as cactáceas testadas, a palma forrageira foi a que obteve os melhores resultados, com uma média de 10.773,3 ovos, não diferindo estatisticamente da pitiaia (testemunha), que teve média de 15.066,7 ovos/raiz. Logo em seguida, o mandacaru apresentou uma média de 9.973,3 ovos, demonstrando uma resposta semelhante à palma. As espécies Xique-xique, *E. multiplex* e *M. prolifera* apresentaram um número médio de ovos variando de 2.933,3 a 5.266,7, não havendo diferenças significativas entre si. Por outro lado, *M. gracilis* registrou

uma média de 1.706,7 ovos, resultando em um fator de reprodução inferior a 1, indicando que essa cactácea ornamental é uma má hospedeira para o fitonematoide *C. cacti* (Tabela 4).

Tabela 4. Comparação entre as cactáceas inoculadas com 2.000 ovos de *Cactodera cacti* após 45 dias da inoculação quanto à hospedabilidade ao fitonematoide.

| Espécie | Nome comum | FR | Nº de ovos | |
|---|------------------|------|------------|----|
| <i>Cereus jamacaru</i> | Mandacaru | 4,99 | 9.973,3 | b |
| <i>Echinopsis multiplex</i> | Echinopsis | 2,27 | 4.533,3 | cd |
| <i>Mammillaria gracilis</i> | Mamilária | 0,85 | 1.706,7 | d |
| <i>Mammillaria prolifera</i> | Mamilária | 1,47 | 2.933,3 | cd |
| <i>Opuntia ficus-indica</i> | Palma forrageira | 5,39 | 10.773,3 | ab |
| <i>Pilosocereus polygonus</i> | Xique-xique | 2,63 | 5.266,7 | c |
| <i>Hylocereus costaricensis</i> (testemunha) | Pitaia | 7,53 | 15.066,7 | a |

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 1% de probabilidade. Dados transformados em $\sqrt{x+k}$ com $k = 1$. C.V.: 11,05%.

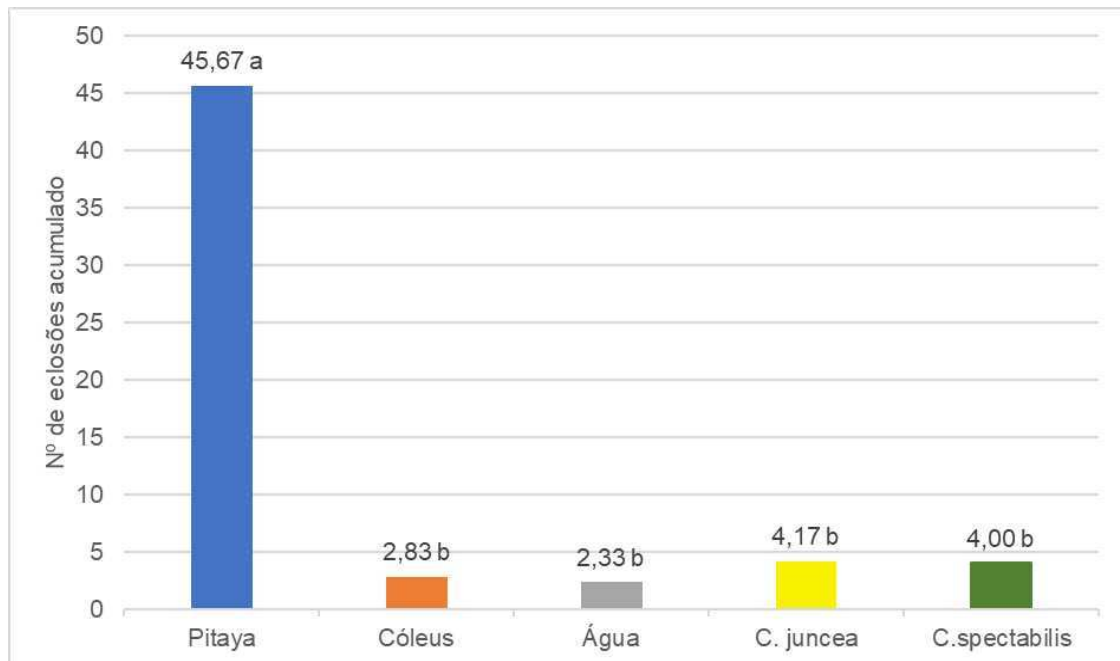
Não foram observados sintomas sugestivos de infecção por nematoides nas raízes em nenhuma cactácea infectada ao final do período de 45 dias, uma vez que as plantas apresentavam características morfológicas semelhantes às plantas controle (sem inoculação). A ausência de sintomas visíveis no início da infecção pode dificultar a identificação da infestação por *C. cacti* em condições de campo, atrasando a implementação de possíveis métodos de manejo desse fitonematoide.

Diante disso, constata-se que *C. cacti* tem preferencialmente como espécies hospedeiras, plantas da família Cactaceae, sejam elas ornamentais, forrageiras ou frutíferas.

Efeito de exsudatos radiculares de pitaya, cóleus e crotalárias sobre a eclosão de J2 de *Cactodera cacti*

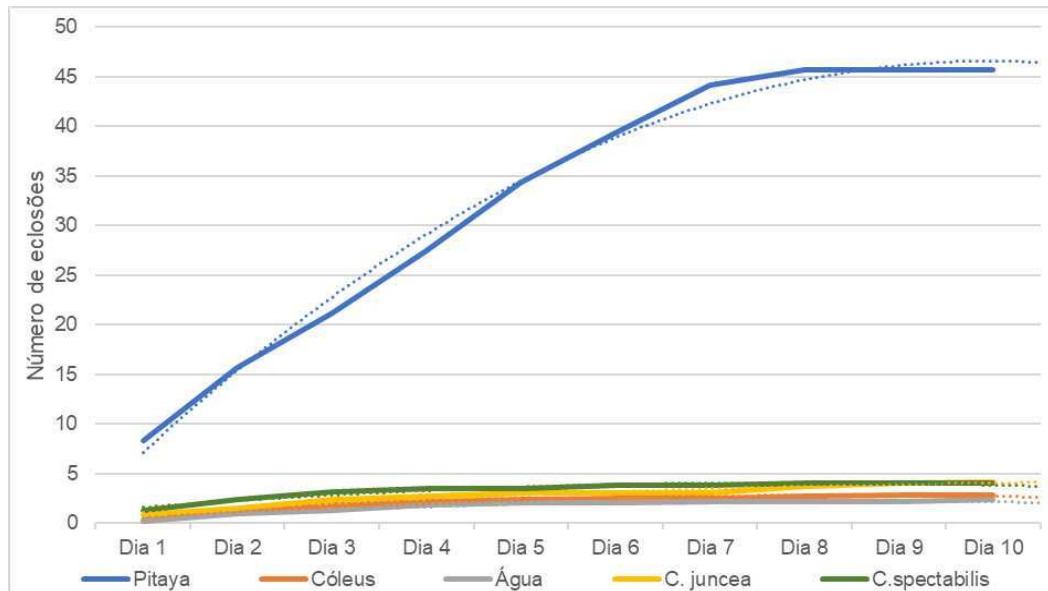
O tratamento com exsudatos de pitaya resultou em uma média de 45,67 eclosões de J2 de *C. cacti*, de um total de 50 J2, sendo significativamente superior aos demais tratamentos, nos quais o número médio de eclosões variou de 2,33 a 4,17, não diferindo estatisticamente entre si, nem da testemunha (água) após 10 dias de exposição (Gráfico 2).

Gráfico 2. Número médio de eclosões após 10 dias de exposição de ovos de *Cactodera cacti* a exsudatos radiculares de pitaya, cóleus, água, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis*.



Observa-se, com isso, que a taxa de eclosão de J2 de *C. cacti* foi significativamente favorecida pela ação de exsudatos radiculares de pitaya sobre os ovos do fitonematoide (Gráfico 3). Os exsudatos radiculares de cóleus, *C. juncea* e *C. spectabilis* não estimularam a eclosão dos juvenis, conforme evidenciado pelo reduzido número de eclosões observado nesses tratamentos. Esses resultados sugerem que o nematoide de cisto das cactáceas, *C. cacti*, necessita de estímulos oriundos dos exsudatos radiculares liberados por sua hospedeira para desencadear o processo da eclosão dos J2 e que a pitaya possui fatores de eclosão (HFs) que induzem esse evento.

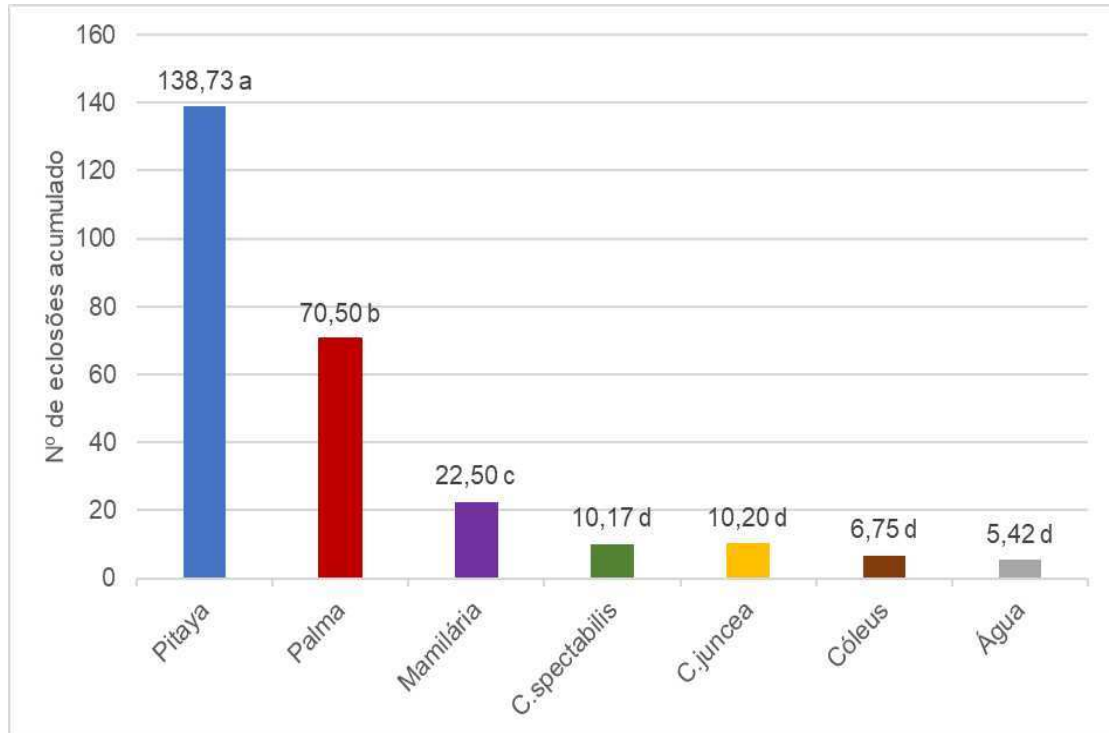
Gráfico 3. Número de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* no período de 10 dias na presença de exsudatos radiculares de pitaya, cóleus, água, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis*.



Efeito de exsudatos radiculares de pitaya, palma-forrageira, mamilária, crotalárias, cóleus sobre cistos de *Cactodera cacti* na eclosão de J2

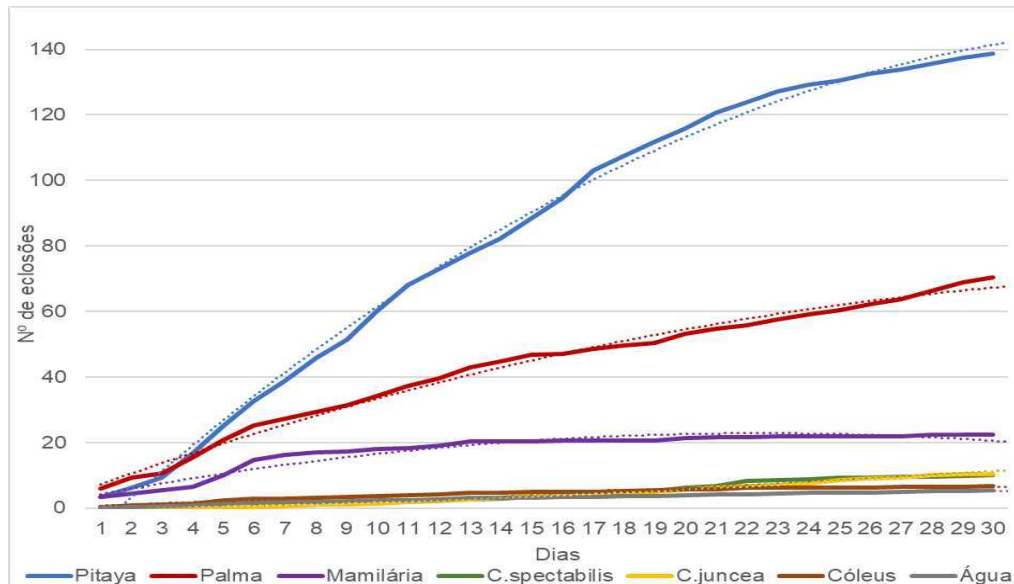
O tratamento com exsudatos radiculares de pitaya resultou no maior número médio de eclosões de J2 de *C. cacti* ao final de 30 dias, com 138,73 eclosões, destacando-se como o tratamento de maior eficácia. O tratamento com exsudatos de palma forrageira, cactácea largamente cultivada no Nordeste do Brasil, apresentou uma média de 70,5 eclosões, valor que diferiu estatisticamente do tratamento com pitaya. Contudo, a palma forrageira é uma boa hospedeira desse fitonematoide, conforme já mostrado anteriormente. Em contraste, o tratamento com exsudatos radiculares da cactácea ornamental mamilária, má hospedeira do fitonematoide, não apresentou um alto número de eclosões, visto que a média de eclosões foi de 22,5 eclosões ao final do experimento. Os tratamentos com exsudatos radiculares de *C. juncea*, de *C. spectabilis* e de cóleus apresentaram os menores números de eclosão, variando de 6,75 a 10,17 após 30 dias (Gráfico 4) não diferindo da testemunha (água). Comportamento semelhante a esse foi observado no ensaio anterior para essas espécies confirmando a baixa eficácia desses exsudatos radiculares no estímulo da eclosão de juvenis de *C. cacti*.

Gráfico 4. Número total de eclosão após 30 dias de exposição de cistos de *Cactodera cacti* aos exsudatos radiculares de pitaya, palma forrageira, mamilária, *Crotalaria spectabilis*, *Crotalaria juncea*, cóleus e água.



Durante todo o ensaio, observou-se que as eclosões estimuladas por exsudatos de pitaya apresentaram a maior curva de crescimento, evoluindo rapidamente até o final do experimento. No tratamento com exsudatos de palma forrageira, constatou-se um aumento constante no número de eclosões ao longo do tempo, embora com uma curva menos acentuada em comparação com a da pitaya. Para o tratamento com exsudatos de mamilária, houve um crescimento, ainda que mais lento, até o 6º dia, seguido por uma estagnação nas eclosões até o término do estudo. Os demais tratamentos, incluindo *C. spectabilis*, *C. juncea* e cóleus apresentaram um comportamento semelhante à testemunha ao longo dos 30 dias, em que se observou uma sobreposição de linhas (Gráfico 5).

Gráfico 5. Progresso de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* em um período de 30 dias em exsudatos radiculares de pitaia, palma forrageira, mamilária, cóleus, *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis*.



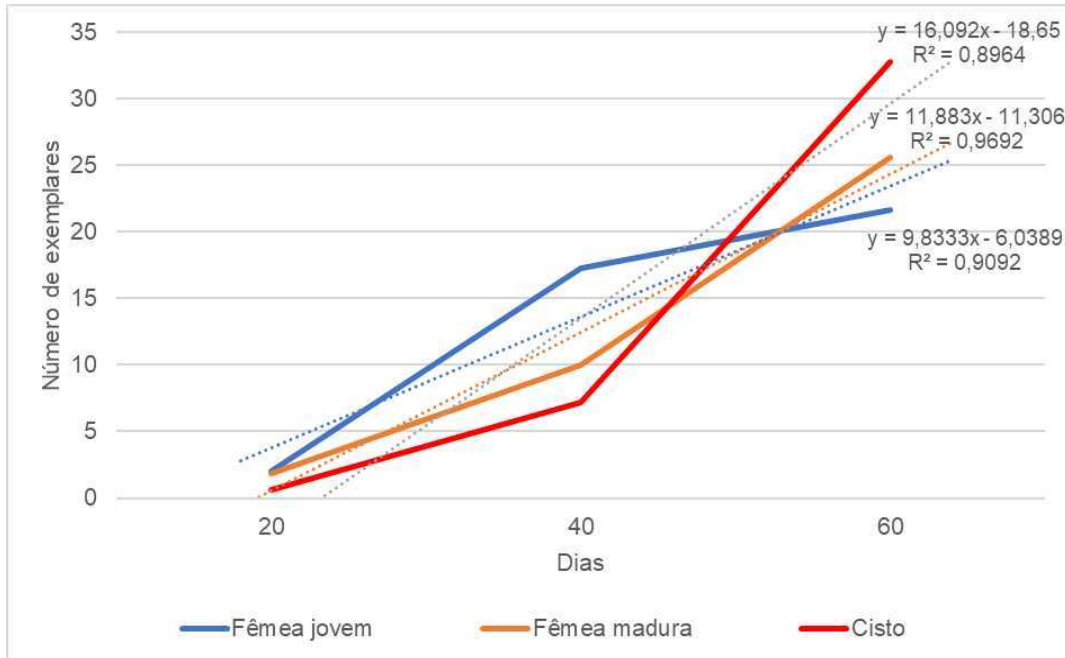
Pode-se concluir, com os dois ensaios que J2 de *C. cacti* necessitam de fatores de eclosão presentes nos exsudatos radiculares de suas plantas hospedeiras, principalmente de pitaia, para sua eclosão.

Multiplicação de *Cactodera cacti* em pitaia

Os dados obtidos das avaliações de raízes de pitaia inoculadas com um único cisto, possibilitaram verificar o crescimento populacional do nematoide a cada vinte dias. O número médio observado aos 20 DAI foi de 2 fêmeas jovens, 1,8 fêmeas maduras e de 0,6 cistos, todos estes apresentavam coloração amarelo-pálido. Aos 40 DAI, contabilizaram-se 17,22 fêmeas jovens, 10,02 fêmeas maduras e 7,22 cistos. Aos 60 DAI, o número médio de fêmeas jovens, fêmeas maduras e de cistos aumentou para 21,67, 25,57 e 32,78, respectivamente.

As curvas referentes aos três tratamentos (20, 40, 60 DAI) mostram uma relação linear crescente com o tempo, e as equações das linhas de tendência para cada grupo estão fornecidas no Gráfico 6.

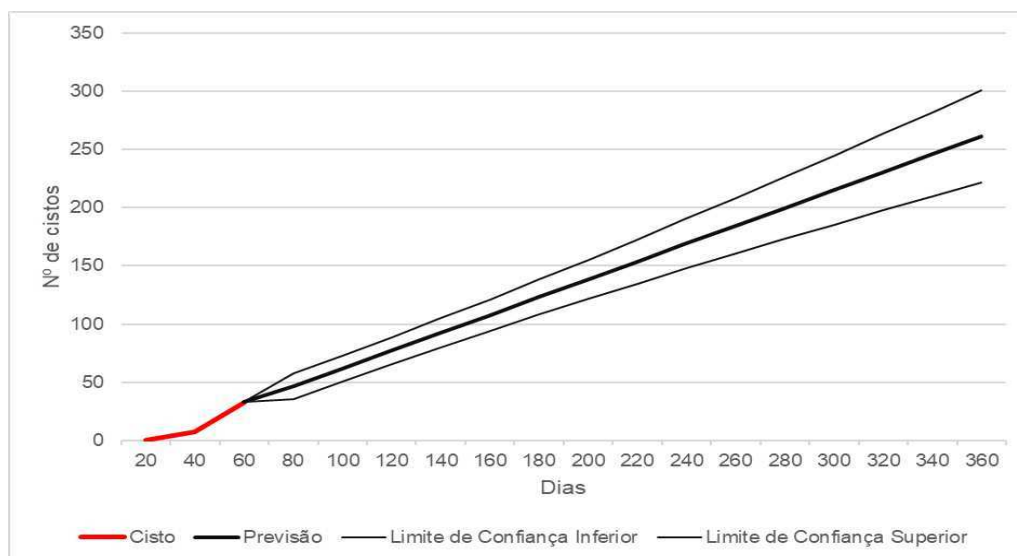
Gráfico 6. Número de exemplares de fêmeas jovens, de fêmeas maduras e de cistos de *Cactodera cacti* obtidos após a inoculação de um único cisto em pitaita e observado após os períodos de 20, 40 e 60 dias.



A quantidade de fêmeas jovens aumenta até cerca de 40 dias e depois tende a se estabilizar em razão de seu amadurecimento. O número de fêmeas maduras cresce de forma constante ao longo dos 60 dias. O número de cistos, aumenta rapidamente após 40 dias de forma que aos 60 dias supera o número de fêmeas jovens e de fêmeas maduras, visto que é uma consequência da continuidade do ciclo nessa etapa da avaliação, tornando-se a forma predominante nas raízes após 60 dias.

Com base no número de indivíduos de *C. cacti* observado nas avaliações e presumindo condições favoráveis para o desenvolvimento do patógeno, foi possível projetar um número hipotético de cistos para um período de um ano a partir do inóculo inicial de 1 cisto em pitaita. Considerando os dados obtidos, identificou-se uma tendência de crescimento linear no número de fêmeas jovens, fêmeas maduras e cistos ao longo do tempo. As projeções sugerem que, ao final do período de um ano, a quantidade de cistos de *C. cacti* crescerá de forma linear, podendo chegar a um número de 300 cistos na projeção mais otimista ou a 221 cistos na previsão mais conservadora (média= 261,19) (Gráfico 7), evidenciando o potencial de reprodução e o rápido aumento da população a partir de um baixo inóculo inicial em um ambiente favorável.

Gráfico 7. Projeção do número de cistos desenvolvidos em pitaia após a inoculação de um único cisto de *Cactodera cacti*.



A linha vermelha representa os dados observados até 60 DAI e as linhas de cor preta representam as projeções futuras, bem como os limites de confiança para as previsões.

Considerando a ameaça potencial desse nematoide para as cactáceas, essa projeção destaca a importância que representa a adoção de estratégias eficazes de controle ligadas ao Princípio da Exclusão com o objetivo de prevenir a entrada deste fitonematoide e disseminação do fitonematoide em áreas de produção de cactáceas, associada a movimento de solo.

Avaliação do período de viabilidade dos cistos de *Cactodera cacti* no solo

Em raízes de pitaia plantadas em vasos contendo 50 cistos de *C. cacti*, os quais foram mantidos em substrato autoclavado e seco em casa de vegetação por 42 meses, observou-se, após 45 dias, que houve infecção do nematoide, apesar do baixo número de cistos (3,8) encontrado, indicando que ainda havia indivíduos viáveis após os 3,5 anos (Tabela 5). Pitais plantadas em substrato contendo 50 cistos recém-extraídos, apresentaram em média 842,22 cistos após o mesmo período de 45 dias.

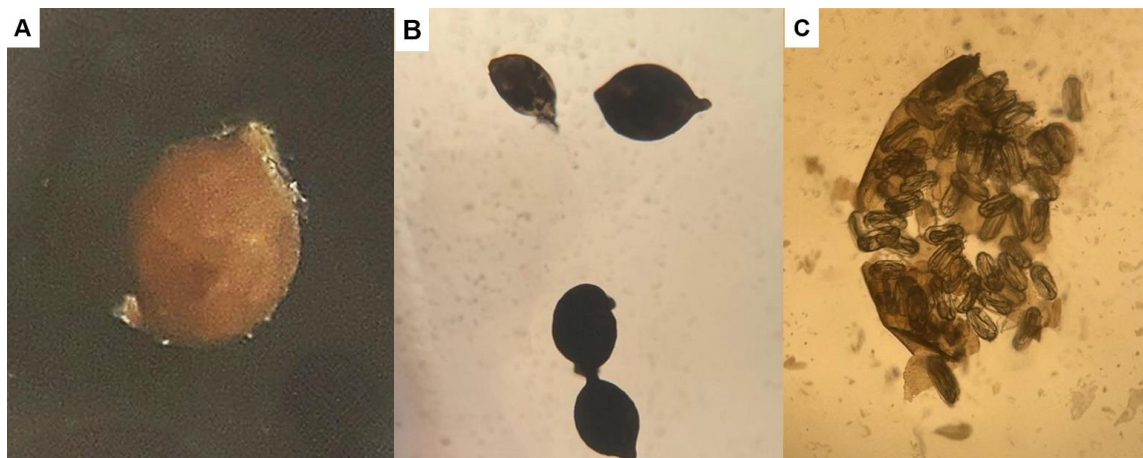
Tabela 5. Número médio de cistos obtido após 42 meses da infestação do solo com 50 cistos de *Cactodera cacti* e 45 dias após o transplântio da pitaia.

| Tratamento | Média |
|------------|----------|
| 42 meses | 3,80 b |
| Testemunha | 842,22 a |

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 1% de probabilidade. Dados transformados em $(x+k)^{1/2}$ com $k = 10$. C.V.= 6,5%. Temp.: 30 ± 4 °C.

Os cistos obtidos de pitaia após 45 dias (3,8) apresentavam características normais de coloração, sem deformações e contendo ovos embrionados e J2 em seu interior (Figura 13), indicando sua condição de viabilidade.

Figura 13. Cistos de *Cactodera cacti* recém-obtidos de pitaia plantada em vaso contendo substrato infestado com 50 cistos que permaneceram 42 meses em pouso. A- Cisto observado em microscópio estereoscópio; B- Cistos observados em microscópio óptico; C- Cisto aberto mecanicamente com ovos embrionados.



Fonte: Café, 2024.

Baseado no experimento anterior, que projeta o desenvolvimento de até 300 cistos em um período de um ano a partir de um único cisto presente, é possível inferir que o número médio de 3,8 cistos observados 45 dias após a entrada da planta hospedeira pode aumentar para mais de 1.000 cistos no mesmo período de um ano em uma única planta.

DISCUSSÃO

O ciclo de vida do nematoide de cisto das cactáceas, *C. cacti*, foi estudado em Taiwan e no Brasil (Fortaleza – CE) em outra cactácea, pitaia (*Hylocereus* sp.). Em Taiwan (32 °C), foi conduzido um ensaio utilizando-se mudas da cactácea com 180 dias de enraizamento inoculadas com 100 J2 e com avaliações semanais. Observou-se que o J3 surgiu aos 7 DAI, o J4 aos 14 DAI e a fêmea jovem oblonga aos 21 DAI. Ovos foram observados dentro das fêmeas aos 28 DAI e aos 35 DAI surgiram os primeiros cistos (CHAN et al., 2016). No Brasil (31 ± 3 °C), em ensaios conduzidos com mudas de pitaia com menor tempo de enraizamento, 30 dias, e inoculadas com 500 J2, e com avaliações a cada três dias, observou-se J2 dentro das raízes aos 6 DAI, J3 e J4 aos 12 DAI e fêmeas jovens aos 15 DAI. Ovos no interior de fêmeas foram vistos aos 15 dias e cistos com coloração amarelo-pálido surgiram aos 21 DAI (CAFÉ, 2019). Em ambos os estudos, machos não foram constatados, confirmando a reprodução deste fitopatógeno por partenogênese (CORDERO et al., 1991). Nesses dois ensaios diferiu, principalmente, a idade da pitaia, sugerindo que o ciclo se torna mais longo com o desenvolvimento da planta. No presente ensaio com mandacaru sob temperaturas semelhantes aos estudos com pitaia, porém, ainda que as mudas empregadas tivessem 90 dias de enraizamento, o ciclo do nematoide foi um pouco mais curto (18 dias) que na pitaia. Contudo, não há outros estudos conduzidos com o patossistema *C. cacti* e mandacaru que possam confirmar, ou não, as observações quanto a idade da planta inoculada.

Em geral, o intervalo de tempo médio do ciclo biológico dos principais heteroderídeos formadores de cistos é de 21 a 28 dias. *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952 em soja a temperatura ambiente de 23-25°C, completa seu ciclo de vida entre 21 e 24 dias, mas à temperatura média de 28,7 °C, seu ciclo ocorreu em 29 dias (CUNHA et al., 2008; FERRAZ e BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993). Em *Globodera rostochiensis*, no entanto, o ciclo de vida em batata foi de 42 dias a 19,5°C (JIMINEZ-PEREZ et al., 2009).

Outra espécie do gênero *Cactodera*, *C. torreyanae* Cid del Prado Vera e Subbotin, 2014, desenvolve todo o seu ciclo biológico de forma externa à raiz de sua hospedeira, a chenopodiácea *Suaeda edulis* Flores, Oliv e Noguez, razão essa para ser considerada de hábito ectoparasita sedentário, diferentemente de *C. cacti*

(EVANS et al., 2015).

Quanto à sua gama de hospedeiras, *C. cacti* infecta espécies vegetais de outras famílias além da Cactaceae. As plantas ornamentais *Euphorbia canariensis*, *E. cereiformis* e *E. natalensis*, pertencentes à família Euphorbiaceae e salsação (*Apium graveolens*) pertencente à família Apiaceae, são tidas como plantas hospedeiras desse fitonematoide (ESSER, 1992). Ensaios anteriores conduzidos com *C. cacti* e *E. millii* (Euphorbiaceae), *Coriandrum sativum* L. e *Petroselinum crispum* (Mill.) Fuss (Apiaceae) demonstraram a não hospedabilidade dessas espécies ao patógeno (CAFÉ, 2019).

Em Taiwan, foram testadas 17 espécies vegetais, ou variedades, quanto à suscetibilidade ao *C. cacti*. Não foi constatada infecção em *A. graveolens* L. variedades Secalinuma e Dulce, refutando o que é relatado na literatura. Além dessas, outras plantas como *Beta vulgaris* L. (beterraba), batata, soja e as cactáceas *Coryphantha elephantidens* (Golden Barre) e *Rhipsalis cereuscula* Haw. não foram infectadas. Por outro lado, as cactáceas *Cereus peruvianus* (L.) Mill., *Hylocereus triangularis* (L.) Britton e Rose, *Mammillaria sempervivi* DC., *Mammillaria spinosissima* (Kuntze) Lem., *Parodia ottonis* (Lehm.) N.P.Taylor, *C. elephantidens* (cacto dente de elefante variegado), *Echinopsis eyriesii* (Turpin) Pfeiff. e Otto, *Opuntia stricta* (Haw.) Haw. var. *dillenii* e *Discocactus heptacanthus* (Barb.Rodr.) Britton & Rose, comportaram-se como hospedeiras do fitonematoide, desenvolvendo cistos que foram observados 60 dias após a inoculação (CHAN et al., 2016).

Em relação ao processo de eclosão de juvenis em fitonematoides, sabe-se que ainda é um aspecto pouco explorado para muitas espécies desses parasitas. Em vários nematoides a eclosão ocorre mediante pressão e estocadas do estilete contra a parede do ovo. Porém, alguns fatores estimulam a eclosão de juvenis, podendo estes serem induzidos por uma diversidade de sinais físico-químicos, oriundos do hospedeiro e, ou do ambiente, como compostos fenólicos, carboidratos, CO₂, umidade, aeração do solo, pH, temperatura, entre outros (TIHOHOD, 1993).

A parede do ovo possui três camadas: uma camada lipídica interna (semipermeável, permitindo a passagem de água, íons e gases), uma camada média de quitina (que oferece rigidez e flexibilidade para a movimentação do J2) e uma camada vitelina externa (BURGWYN et al., 2003). Diante do estímulo, ocorrem alterações no ovo como o aumento da flexibilidade, da permeabilidade, da pressão osmótica e do volume. Em seguida, esses estímulos afetam o juvenil que aumenta

sua movimentação e produção de enzimas, como quitinases, lipase e proteases que degradam a parede do ovo (MKANDAWIRE et al., 2022).

Nematóides formadores de cistos, em geral, se caracterizam por sincronizar seu ciclo de vida com o de sua hospedeira. Desta forma, os juvenis se tornam ativos e emergem dos cistos somente na presença garantida de sua hospedeira na área. Para isso, há a necessidade de estímulos específicos para que seja iniciado o processo de eclosão dos juvenis. Esses estímulos podem ser oriundos de exsudatos radiculares produzidos pelas plantas hospedeiras ou até mesmo por mudanças ambientais típicas (sazonalidade) (FERRAZ e BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993).

O nematóide de cisto dourado da batata, *G. rostochiensis* Wollenweber, 1923, é um dos fitonematóides mais estudados quanto aos fatores indutores de eclosão. O principal estimulante natural de eclosão desse fitonematóide é o exsudato radicular de sua hospedeira o qual contém, como principais fatores de eclosão, os glicoalcalóides como a solanina e a α -chaconina, presentes também no lixiviado do caule da batata. Também há fatores de eclosão artificiais, os quais alteram a permeabilidade do ovo desse nematóide a partir de íons de cálcio, permitindo assim o movimento de água e do açúcar trealose, que reidrata e ativa o J2, deixando-o apto a eclodir (DEVINE et al., 1996; DUCEPPE et al., 2017; PERRY, 1989).

O nematóide de cisto da soja, *H. glycines*, apesar de não necessitar de estímulos da hospedeira para a eclosão de juvenis, o contato dos ovos com exsudatos radiculares de soja, promove o aumento de eclosões de J2. As eclosões em *H. glycines* também podem ser estimuladas quimicamente por meio de metavanadato de sódio ou de cloreto de zinco (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991; FERRAZ e BROWN, 2016; THAPA et al., 2017).

Outros heteroderídeos formadores de cistos que necessitam de estímulos para promover eclosões, como *C. cacti*, são: *H. cruciferae* Franklin, 1945, estimulado pela presença de exsudatos radiculares de *Brassica* spp. no solo, e *H. carotae* Jones, 1950, induzido por exsudatos radiculares de cenouras (*Daucus carotae* L.) presentes na área desde que haja umidade adequada e temperatura em torno de 15 a 20 °C (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991).

Os heteroderídeos formadores de cistos, como o *C. cacti*, possuem a capacidade notável de manter ovos viáveis por anos dentro dessas estruturas de

resistência, até que a nova geração de juvenis ecloda novamente após a percepção de condições favoráveis (BOHLMANN, 2015; CARES e BALDWIN, 1995).

Ainda não há informações quanto à persistência de cistos de *C. cacti* em condições de campo. Era conhecido, até então, que cistos desse heteroderídeo permanecem viáveis por 26 meses em solo seco e sem hospedeira (CAFÉ, 2019).

Outros heteroderídeos como *H. glycines* pode manter ovos viáveis em seus cistos por um período de oito anos, utilizando-se de mecanismos de dormência, como a anidrobiose ou sazonalidade (YEN et al., 1995). Compostos químicos presentes na parede dos cistos de *H. glycines* estariam associados a dormência de ovos inibindo a eclosão de J2 por até 11 anos (OKADA, 1972; INAGAKI e TSUTSUMI, 1971). A penetração de água nos cistos interromperia a inibição da eclosão por diluírem os compostos químicos das paredes dos cistos e acelerar o desenvolvimento favorecendo a emergência dos J2. Finalmente ocorreria a desintegração da parede do cisto (CAMPOS, 1999). *Heterodera goettingiana* Liebscher, 1892, espécie não relatada no Brasil, mantém ovos viáveis em seus cistos por até 12 anos em ambientes frios (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991). O nematoide dourado da batata, *G. rostochiensis*, pode preservar ovos viáveis dentro de seus cistos por mais de 20 anos, pelo fato de serem resistentes à dessecação (FERRAZ e BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993).

Em condições ambientais naturais, a população de fitonematoides sobreviventes em uma área sem plantas hospedeiras diminui com o passar do tempo, pois pode ocorrer eclosões espontâneas na presença de umidade e os juvenis sofrerem a ação de fungos nematófagos ou outros inimigos naturais (BOHLMANN, 2015). Estudo com *G. rostochiensis* mostrou que a viabilidade de ovos foi reduzida em 50% no primeiro ano sem hospedeiras na área e em 40% no segundo ano, principalmente por causa de eclosões espontâneas (DEVINE et al., 1999) e supostamente ocorrendo morte de juvenis por inanição e, ou por desidratação.

O sucesso da resistência de ovos nos cistos se deve à função protetora da parede do cisto formada de proteína, carboidratos e lipídeos (CURTIS, 2007) sobre os ovos que, por sua vez, protegem os juvenis até o momento da eclosão, ou seja, os J2 são protegidos por um sistema duplo.

A persistência dos cistos de *C. cacti* em condições adversas tem implicações significativas para o manejo de culturas suscetíveis. A capacidade dos

cistos de manter ovos viáveis por longos períodos aumenta o desafio de erradicar o nematoide da área, uma vez que ele se estabelece em um campo. O fato de cistos permanecerem viáveis, mesmo que seja em pequeno número, após um período de 42 meses, e considerando a sua capacidade de se multiplicar rapidamente na presença de hospedeira, ressalta a necessidade de estratégias de controle integradas e sustentáveis para reduzir a população de cistos e mitigar os danos causados por este patógeno

CONCLUSÕES

O ciclo de vida de *C. cacti* é de 18 dias em mandacaru.

O maior número de ovos é observado em cisto com coloração bege, aos 21 DAI e o maior número de J2 em cisto de coloração marrom, aos 27 DAI.

Apenas cactáceas são hospedeiras de *C. cacti*.

Somente exsudatos radiculares de plantas hospedeiras estimulam eclosões de J2 de *C. cacti*.

Cactodera cacti multiplica-se progressivamente em pitaia a partir de um único cisto.

Cistos de *C. cacti* ainda permanecem viáveis após o período de 42 meses em solo seco.

REFERÊNCIAS

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**, p. 275-362, 1991.

BOHLMANN, H. Introductory chapter on the basic biology of cyst nematodes. In: ESCOBAR, C.; FENOLL, C. (Ed.). **Advances in botanical research**, Academic Press, v. 73, p. 33-59, 2015.

BURGWYN, B. et al. *Heterodera glycines*: eggshell ultrastructure and histochemical localization of chitinous components. **Experimental parasitology**, v. 104, n. 1-2, p. 47-53, 2003.

CAFÉ, F. B. S. **Aspectos biológicos do nematoide do cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, em pitaia**. 2019. 80 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia Fitotecnia) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019.

CAFÉ, F. B. S.; SANTOS, C. D. G. Method for extracting nematode cysts of the family Heteroderidae from sandy loam soil. **Australasian Plant Pathology**, v. 52, n. 1, p. 43-44, 2023.

CAMPOS, V. P. Controle biológico de *Heterodera glycines* no Brasil. In: SBN, Sociedade Brasileira de Nematologia, **O nematoide de cisto da soja: A experiência brasileira**. p. 83-93, 1999.

CARES, J. E.; BALDWIN, J. G. Nematoides formadores de cisto do gênero *Heterodera*. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 3, n. 11. 1995.

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

CHO, M. R. et al. New record and damage of *Cactodera cacti* in Korea. RDA Journal of Agricultural Science. **Crop Protection**, v. 37, n. 1, p. 324-328, 1995.

COOLEN, W.A.; D' HERDE, C.J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Belgium: Min. Agric. Res. Adm. State Centre, Ghent - Belgium, 1972.

CORDERO, D., et al. Fine structure of the posterior cone of females of *Cactodera cacti* Filip'ev & Schuurmans Stekhoven (Nemata: Heteroderinae). **Revue de Nematology**, v. 14, n. 3, p. 455-465, 1991.

CUNHA, R. P. et al. Ciclo de vida de *Heterodera glycines* raça 9 em soja no Maranhão. **Summa Phytopathologica**, v.34, n.3, p.262-264, 2008.

CURTIS, R.H. C. Plant parasitic nematode proteins and the host–parasite interaction. **Briefings in Functional Genomics and Proteomics**, v. 6, n. 1, p. 50-58, 2007.

DEVINE, K. et al. The influence of in-egg mortality and spontaneous hatching on the decline of *Globodera rostochiensis* during crop rotation in the absence of the host potato crop in the field. **Nematology**, v. 1, n. 6, p. 637-645, 1999.

DEVINE, K. J. et al. Resolution of natural hatching factors for golden potato cyst nematode, *Globodera rostochiensis*. **Annals of Applied Biology**, v. 129, n. 2, p. 323-334, 1996.

DUCEPPE, M. et al. Analysis of survival and hatching transcriptomes from potato cyst nematodes, *Globodera rostochiensis* and *G. pallida*. **Scientific reports**, v. 7, n. 1, p. 3882, 2017.

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

EVANS, G. et al. Life cycle of the cyst forming nematode *Cactodera torreyanae* Cid del Prado and Subbotin, 2014 and its relationship with its host *Suaeda edulis* Flores Oliv. & Noguez. **Nematropica**, v. 45, n. 2, p. 189-197, 2015.

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

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

FREITAS, L. G. et al. Métodos em nematologia vegetal. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Métodos em Fitopatologia**. Viçosa, MG: UFC, cap. 11, p. 253- 291, 2007.

INAGAKI, H.; TSUTSUMI, M. Survival of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* Ichinohe (Tylenchida: Heteroderidae) under certain string conditions. **Applied entomology and zoology**, v. 6, n. 4, p. 156-162, 1971.

JIMINEZ-PEREZ, N. et al. Ciclo biológico de *Globodera rostochiensis* en el cultivo de la papa en Venezuela. **Nematologia Mediterranea**, Vol. 37, No. 2, 2009.

MKANDAWIRE, T. T. et al. Hatching of parasitic nematode eggs: a crucial step determining infection. **Trends in Parasitology**, v. 38, n. 2, p. 174-187, 2022.

OKADA, T. Hatching inhibitory factor in the cyst contents of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* Ichinohe (Tylenchida: Heteroderidae). **Applied Entomology and Zoology**, v. 7, p. 99-102, 1972.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. In: **Proceedings of the 8th International Symposium of Nematology**. p. 8-10. 1966.

PERRY, R. N. Dormancy and hatching of nematode eggs. **Parasitology Today**, v. 5, n. 12, p. 377-383, 1989.

REBOUÇAS, R. B. ***Cactodera cacti* (Nematoda: Heteroderidae): Ocorrência natural em mandacaru (*Cereus jamacaru* DC.) no Ceará e investigação de hospedeiras em cactáceas e hortaliças**. Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Agronomia) -Universidade Federal do Ceará, 2017.

STONE, A. R. Taxonomy and phylogeny of cyst nematodes. In: LAMBERTI, F.; TAYLOR, C. E. (EDS.). Cyst nematodes (Vol. 121). **Springer Science & Business Media**. 1985.

THAPA, S. et al. Embryogenesis in the parasitic nematode *Heterodera glycines* is independent of host-derived hatching stimulation. **BMC Developmental Biology**, v. 17, p. 1-11, 2017.

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

TURNER, S. J.; SUBBOTIN, S. A. Cyst nematodes. In: **Plant nematology**. Wallingford UK: CABI, p. 109-143. 2013.

WOUTS, W. M.; BALDWIN, J. G. Taxonomy and identification. In: SHARMA, S. B. (Ed.). **The Cyst Nematodes**. [s.l.]: Springer, p. 1-30. 1998.

YEN, J. H. et al. Dormancy of *Heterodera glycines* in Missouri. **Journal of Nematology**, v. 27, n. 2, p. 153, 1995.

5 CAPÍTULO III - CONTROLE CULTURAL DE *Cactodera cacti* UTILIZANDO CROTALÁRIAS

RESUMO

O nematoide *Cactodera cacti*, recentemente relatado em condições de campo no Brasil, forma cistos que podem preservar ovos viáveis por anos, facilitando sua disseminação por solo, água de irrigação e equipamentos agrícolas. Uma das estratégias mais usadas no controle de nematoides de cisto é a utilização de plantas antagonistas como as do gênero *Crotalaria*. Tendo em vista a potencial ameaça que *C. cacti* representa para cactáceas de importância comercial e que são escassas as pesquisas envolvendo seu controle, este estudo teve como objetivo avaliar, *in vitro*, os efeitos de duas espécies de crotalária sobre ovos e juvenis de *C. cacti*, e, *in vivo*, investigar o uso de plantas antagonistas no manejo cultural desse nematoide. Os ensaios foram realizados com exemplares de ovos ou de cistos do nematoide oriundos de raízes de pitiaia (*Hylocereus costaricensis*) e as mudas de *Crotalaria juncea* e de *Crotalaria spectabilis* obtidas a partir de sementes. *In vitro*, as crotalárias não estimularam, nem inibiram a eclosão de juvenis, mas afetaram sua motilidade e infectividade. *In vivo*, o cultivo dessas plantas reduziu a população do nematoide e a incorporação de matéria fresca erradicou o patógeno em casa-de-vegetação, sugerindo que essas práticas poderão ser uma abordagem sustentável para o controle do *C. cacti* em condições de campo.

Palavras-chave: Heteroderidae; Cactaceae; plantas antagonistas; cisto.

ABSTRACT

The nematode *Cactodera cacti*, recently reported under field conditions in Brazil, forms cysts that can preserve viable eggs for years, facilitating its spread through soil, irrigation water, and agricultural equipment. One of the most commonly used strategies for cyst nematode control is the use of antagonist plants, such as those from the genus *Crotalaria*. Given the potential threat that *C. cacti* poses to commercially important cacti and the limited research on its control, this study aimed to evaluate, *in vitro*, the effects of two *Crotalaria* species on *C. cacti* eggs and

juveniles and, in vivo, to investigate the use of antagonist plants in the cultural management of this nematode. The assays were conducted with nematode eggs or cysts obtained from the roots of dragon fruit (*Hylocereus costaricensis*), and *Crotalaria juncea* and *Crotalaria spectabilis* seedlings were grown from seeds. In vitro, *Crotalaria* species neither stimulated nor inhibited juvenile hatching but affected their motility and infectivity. In vivo, the cultivation of these plants reduced nematode populations, and the incorporation of fresh plant matter eradicated the pathogen under greenhouse conditions, suggesting that these practices could be a sustainable approach for the control of *C. cacti* under field conditions.

Keywords: Heteroderidae; Cactaceae; antagonistic plants; cyst.

INTRODUÇÃO

O nematoide de cisto das cactáceas, *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941) Krall & Krall, 1978, é um fitonematoide recém relatado no Brasil infectando mandacaru (*Cereus jamacaru* DC.) (CAFÉ et al., 2022). Pertence à família Heteroderidae e caracteriza-se pela formação de estruturas de resistência, denominadas cistos, que resultam do enrijecimento e do escurecimento da cutícula da fêmea após sua morte. Nesses cistos, ovos embrionados podem permanecer protegidos por mais de dois anos (BALDWIN e MUNDO-OCAMPO, 1991; CAFÉ, 2019; CARES e BALDWIN, 1995; EVANS e ROWE, 1998).

Os nematoides formadores de cistos, como *C. cacti*, podem representar uma ameaça significativa às suas hospedeiras devido à sua capacidade de manter ovos viáveis dentro de suas estruturas de resistência por anos, mesmo em condições ambientais adversas. A facilidade de disseminação desses fitonematoides favorecida pelos cistos, agrava ainda mais o problema. Eles podem ser transportados por meio de movimento de solo, água de irrigação, equipamentos agrícolas ou até mesmo pelo vento, facilitando a infestação de novas áreas. A fácil dispersão aliada a persistência do inóculo torna seu controle difícil, exigindo a adoção de estratégias de manejo específicas para prevenir ou minimizar os prejuízos causados às culturas (CARES e BALDWIN, 1995; RIGGS e SCHUSTER, 1998).

A maneira mais eficaz de controlar fitonematoides é prevenir a introdução

desses patógenos em uma área. Para isso, os produtores devem adotar procedimentos básicos como a limpeza rigorosa de equipamentos agrícolas, a limitação do tráfego de pessoas e maquinários no campo e a compra de mudas certificadas livres de nematoides. O princípio de exclusão é primordial nesse contexto, pois, uma vez estabelecidos na área, esses fitopatógenos são difíceis de erradicar (SILVA, 2012).

Uma estratégia de manejo bastante recomendada contra fitonematoides é o plantio de plantas antagonistas e armadilhas. Espécies dos gêneros *Mucuna* Adans., *Tagetes* L. e *Crotalaria* L. têm demonstrado significativa eficácia no controle de populações de nematoides, como *Meloidogyne* Goeldi, 1892, *Pratylenchus* Filipjev, 1936 e *Heterodera* Schmidt, 1871, por meio de diferentes mecanismos. Essas antagonistas podem atuar produzindo e liberando compostos tóxicos aos fitopatógenos no solo ou como armadilhas atraindo os juvenis às suas raízes, nas quais não conseguem se desenvolver morrendo sem completar o ciclo de vida (FERRAZ e BROWN, 2016).

As crotalárias são fabáceas comumente utilizadas como controle cultural de nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.) em esquema de rotação de culturas, usualmente com soja (*Glycine max* L.). Essas plantas atraem os J2 para suas raízes, onde acabam morrendo prematuramente. Embora alguns juvenis possam evoluir até a fase adulta, a formação de fêmeas é significativamente reduzida e a produção de massas de ovos é rara (FERRAZ e BROWN, 2016; ROSA et al., 2015).

São poucos os estudos envolvendo o controle de *C. cacti*, podendo ser citados alguns casos de práticas envolvendo métodos físicos, como o emprego de termoterapia de cladódios de pitaia realizado nos EUA (ESSER, 1992) e a solarização de solo infestado em sacos plásticos no Brasil (SANTOS FILHO, 2022), ainda não sendo relatado o emprego de controle cultural para esse nematoide.

Considerando que *C. cacti* é um patógeno em potencial para cactáceas de interesse econômico e que são escassos os estudos envolvendo o controle desse fitonematoide no mundo, este estudo teve por objetivo avaliar *in vitro* os possíveis efeitos nocivos de duas espécies de crotalária sobre ovos e juvenis, como também investigar *in vivo* a viabilidade da utilização de plantas antagonistas como prática a ser empregada no manejo do *C. cacti*.

MATERIAL E MÉTODOS

Os ensaios com *C. cacti* foram desenvolvidos em casa-de-vegetação (30 ± 3 °C) e no Laboratório de Fitopatologia, pertencentes ao Setor de Fitossanidade do Departamento de Fitotecnia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará (UFC) - Campus do Pici, Fortaleza-CE ($3^{\circ} 44' 48''$ S, $38^{\circ} 34' 29''$ O).

O inóculo do nematoide utilizado nos quatro experimentos foi extraído de amostras de raízes de pitaia (*Hylocereus costaricensis* (F.A.C.Weber) Britton e Rose) infectadas e do solo infestado contido nos vasos. Para a extração do nematoide das raízes, adotou-se o método de Coolen e D'Herde (1972), utilizando-se raízes das cactáceas, as quais foram trituradas em liquidificador com água por 30 segundos, e a suspensão resultante foi vertida em peneiras de 20 e 400 mesh acopladas. O material retido na peneira de 400 mesh foi coletado em béquer utilizando pisseta. À suspensão, adicionou-se caulim (silicato de alumínio hidratado) na proporção de 3 g/100 mL de suspensão, seguida de homogeneização e distribuição da suspensão em tubos de centrífuga. Após equilibrar os pesos, os tubos foram centrifugados a 2.000 rpm por 5 minutos (Centrífuga Fanem Excelsa II) e, ao final, o sobrenadante foi descartado. Aos tubos com sedimento e nematoides, adicionou-se sacarose a 45%, ressuspendendo o sedimento com bastão de vidro. Os tubos foram novamente equilibrados e submetidos a uma nova centrifugação a 2.000 rpm por 1 minuto. Finalmente, o sobrenadante foi vertido em uma peneira de 400 mesh e lavado com água corrente para remoção da sacarose, recolhendo-se a suspensão de nematoides em um béquer.

Para a extração dos cistos de *C. cacti* do solo, utilizou-se o Método CS (CAFÉ e SANTOS, 2023). Uma amostra de solo de 1.000 cm³ foi colocada em um balde de 5 L, adicionando-se água sob agitação para desfazer os torrões. Após a decantação do solo por 30 segundos, a suspensão foi vertida em peneiras de 40 e 200 mesh acopladas, e o material retido na peneira de 200 mesh foi coletado com em béquer utilizando uma pisseta. Caulim foi adicionado ao béquer na mesma proporção anteriormente citada, e a suspensão agitada com um bastão de vidro e distribuída em tubos, que foram equilibrados e centrifugados a 2.000 rpm por 5 minutos. O sobrenadante foi descartado, e ao precipitado adicionou-se sacarose a 45%, ressuspendendo o sedimento. Os tubos foram novamente equilibrados e centrifugados a 2.000 rpm por 1 minuto. O sobrenadante foi vertido em uma peneira

de 200 mesh e lavado com água para a retirada da sacarose. Os cistos retidos na peneira foram então recolhidos para uso nos ensaios. Essas extrações eram sempre realizadas antes do início dos experimentos.

Para a obtenção dos ovos de *C. cacti*, as fêmeas e os cistos foram triturados em uma peneira de 200 mesh acoplada a uma peneira de 400 mesh, sob água corrente. Dessa maneira, os ovos liberados das fêmeas e dos cistos passavam pela peneira de 200 mesh levados pela água e ficavam retidos na peneira de 400 mesh. Os ovos livres foram coletados da peneira de 400 mesh e recolhidos em béquer para estudos posteriores.

Influência de exsudatos radiculares de *Crotalaria* spp. sobre a eclosão de J2 de ovos livres e de cistos de *Cactodera cacti* *in vitro*

Para estes ensaios foram empregadas mudas de *Crotalaria juncea* L. e de *C. spectabilis* Röth oriundas de sementes 20 dias após a semeadura em substrato autoclavado. As mudas de cada fabácea foram individualmente alocadas em béqueres contendo 100 mL de água destilada para a obtenção de exsudatos radiculares (Figura 14). Após 3 dias, as soluções contendo os exsudatos liberados por cada espécie vegetal foram distribuídas em placas de Petri de 3,5 cm de diâmetro em um volume de 4 mL por placa. Parte das placas recebeu 50 ovos e outra parte cinco cistos de *C. cacti* obtidos após extrações do nematoide de raízes e de solo foram. As placas foram mantidas no Laboratório de Fitopatologia da UFC a temperatura ambiente (28 °C).

Ao todo, foram 4 tratamentos (*C. juncea* e *C. spectabilis* com ovos ou com cistos) e 2 testemunhas (água destilada com ovos ou com cistos) com 6 repetições, num total de 36 placas.

As avaliações ocorreram diariamente, sob microscópio estereoscópio, contabilizando-se as eclosões de J2 de *C. cacti* em cada uma das 36 placas. Ao fim do ensaio, os dados obtidos foram submetidos à análise de regressão e teste de Tukey a 1% de probabilidade.

Figura 14. *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* em béqueres contendo 100 mL de água destilada para a obtenção de exsudatos radiculares.



Fonte: Café, 2024.

Ação dos exsudatos radiculares de *Crotalaria spectabilis* e *Crotalaria juncea* sobre a motilidade e a infectividade de J2 de *Cactodera cacti* de cistos

Os exsudatos radiculares de *C. juncea* e de *C. spectabilis* foram obtidos como descrito anteriormente e após três dias, 7 mL da solução dos exsudatos e de água destilada (testemunha) foram distribuídos em placas de Petri de 5 cm de diâmetro, nas quais foram depositados 10 cistos de *C. cacti* extraídos de raízes infectadas de pitaia.

As avaliações ocorreram durante 10 dias, a cada 24 horas, sob microscópio estereoscópio, onde foram avaliados a ação dos exsudatos radiculares e da água destilada na motilidade dos J2 eclodidos neste intervalo de tempo (24h). Foram contados os indivíduos móveis e imóveis, transferindo-os separadamente para água, onde permaneceram por mais 24 horas, com o intuito de avaliar a recuperação, ou não, da atividade dos J2, para definir, com isso, se a imobilidade dos J2 ocorria em razão de efeito nematostático ou nematicida dos compostos radiculares liberados pelas crotalárias. Todos os juvenis eclodidos (móveis, imóveis e os recuperados em água) foram inoculados separadamente em pitaias plantadas em vasos com solo autoclavado para posterior avaliação dos possíveis efeitos nematostático ou nematicida.

Após 30 dias, as pitaias foram retiradas do solo e submetidas aos

métodos de extração de nematoides da raiz e do solo verificando-se a presença de fêmeas e, ou de cistos nas raízes da cactácea. Os dados obtidos foram submetidos ao Teste F e ao teste de Tukey no software estatístico SASM-Agri.

Influência do cultivo prévio de *Crotalaria* spp. sobre ovos e sobre cistos de *Cactodera cacti* no solo

Mudas de *C. juncea* e *C. spectabilis* foram produzidas a partir da semeadura em bandejas contendo substrato autoclavado. Paralelo a isso, 42 vasos de 1kg de capacidade foram preparados com o mesmo substrato e infestados com 2.000 ovos do nematoide *C. cacti* (18 vasos) ou com 15 cistos do nematoide (18 vasos). No dia seguinte à infestação, as mudas das duas espécies de crotalária e de pitaia foram transplantadas para esses 36 vasos (Figura 15).

Figura 15. Plantas em substrato infestado com 2.000 ovos ou 15 cistos de *Cactodera cacti*. A- *Crotalaria juncea* e B- *Crotalaria spectabilis*, C- Pitaia.



Fonte: Café, 2024.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado e os tratamentos foram: T1- plantio de *C. juncea* em solo infestado com 2.000 ovos; T2- plantio de *C. spectabilis* em solo infestado com 2.000 ovos; T3- Plantio de pitaia em solo infestado com 2.000 ovos (controle 1); T4- plantio de *C. juncea* em solo infestado com 15 cistos; T5- plantio de *C. spectabilis* em solo infestado com 15 cistos; T6- Plantio de pitaia em solo infestado com 15 cistos (controle 2); T7- Pitaia em solo não infestado com *C. cacti* (testemunha). Todos os tratamentos foram compostos por 6 repetições.

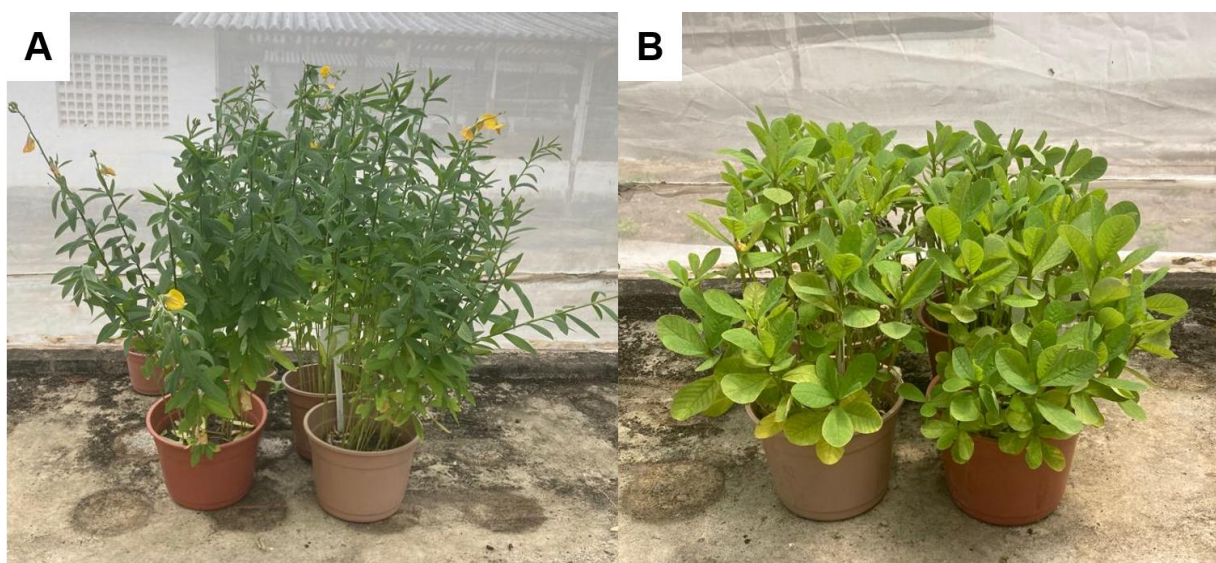
Após 40 dias do transplante, as crotalárias foram retiradas dos vasos e substituídas por mudas de pitaia a fim de se verificar, nessa hospedeira, se os exsudatos radiculares liberados pelas fabáceas afetaram o fitonematoide (ovos livres e cistos) no solo. As pitaias dos tratamentos controle (T3 e T6) foram igualmente retiradas para avaliação da viabilidade do inóculo.

Decorridos novos 40 dias, as pitaias que substituíram as crotalárias e seus respectivos substratos foram levados ao Laboratório de Fitopatologia para serem submetidos aos métodos de extração de nematoides de raízes e de solo. As suspensões obtidas foram alocadas em placas de Petri para observação das fases e contagem do número de ovos e de cistos, conforme o tratamento, sob microscópio estereoscópio. O fator de reprodução do nematoide foi calculado para os tratamentos T1 a T3. Os dados obtidos foram submetidos ao Teste F e ao teste de Scott-Knott a 1% de probabilidade no software estatístico SASM-Agri.

Incorporação de *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* no controle de *Cactodera cacti*

Sementes de *C. juncea* e de *C. spectabilis* foram semeadas em vasos com 4 L de capacidade contendo substrato autoclavado para a posterior obtenção de matéria fresca das duas fabáceas para incorporação ao solo (Figura 16).

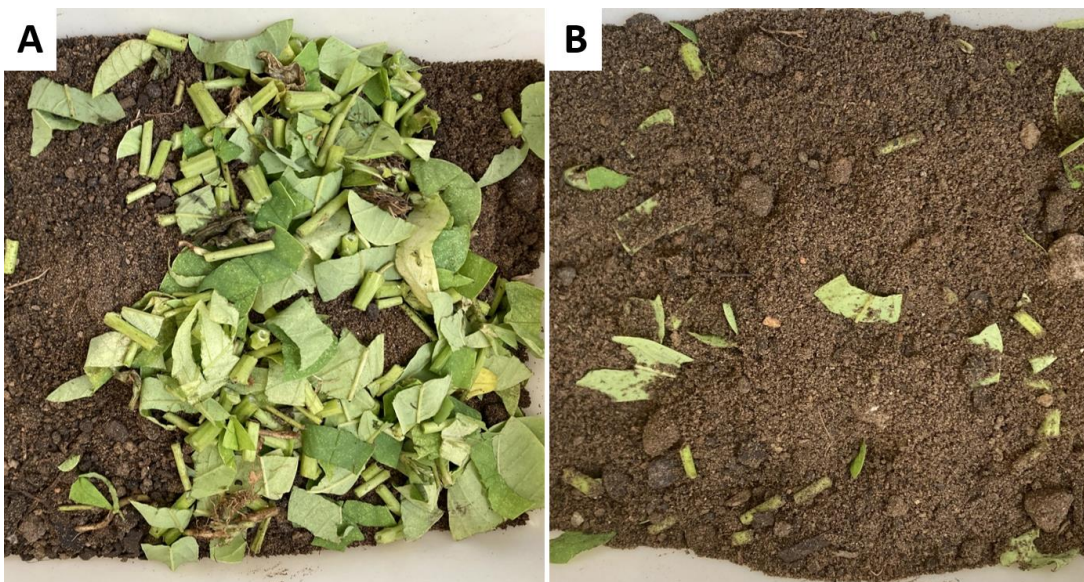
Figura 16. Vasos com *Crotalaria juncea* (A) e *Crotalaria spectabilis* (B) com 60 dias utilizadas para obtenção de matéria fresca.



Cistos de *C. cacti* oriundos de raízes de pitaias infectadas foram separados em grupos de 15, enquanto a suspensão com os ovos do fitonematoide foi calibrada para a concentração de 2.000 ovos mL⁻¹. Assim, vasos com substrato autoclavado foram infestados ora com 15 cistos, ora com 2.000 ovos do fitonematoide.

Nesta mesma ocasião, as fabáceas que foram cultivadas por 60 dias em vaso, foram retiradas (raízes + parte aérea) e fragmentadas em pedaços de aproximadamente 0,5 cm com uma faca. Esses fragmentos foram uniformizados e porcionados para posterior incorporação ao substrato infestado. As concentrações utilizadas foram de 10 t ha⁻¹ para *C. juncea* e de 5 t ha⁻¹ para *C. spectabilis* (CHERUBIN, 2017; SILVEIRA e RAVA, 2017), em razão da diferença da matéria fresca produzida (Figura 17). Após a incorporação, os vasos permaneceram em casa-de-vegetação por 30 dias com irrigação diária para facilitar a decomposição da matéria verde das crotalárias (Figura 18).

Figura 17. Plantas de crotalária fragmentadas a ser incorporada ao substrato infestado com ovos ou com cistos de *Cactodera cacti* (A) e crotalária já incorporada ao substrato (B).



Fonte: Café, 2024.

Figura 18. Disposição dos vasos mantidos em casa-de-vegetação com a incorporação de material vegetal das crotalárias, pitaias (controles) e testemunha.



Fonte: Café, 2024.

Após os 30 dias, mudas de pitaias foram transplantadas para os vasos tratados, onde permaneceram por 45 dias. Os tratamentos foram distribuídos em delineamento inteiramente casualizado, sendo eles: T1- Incorporação *C. juncea* em solo infestado com 2.000 ovos; T2- Incorporação de *C. spectabilis* em solo infestado com 2.000 ovos; T3- Plantio de pitaias em solo infestado com 2.000 ovos (controle 1) sem a incorporação das crotalárias; T4- Incorporação de *C. juncea* em solo infestado com 15 cistos; T5- Incorporação de *C. spectabilis* em solo infestado com 15 cistos; T6- Plantio de pitaias em solo infestado com 15 cistos (controle 2) sem a incorporação das crotalárias; T7- Plantio de pitaias em solo não infestado com *C. cacti* (testemunha).

Após 45 dias, plantas de pitaias foram individualmente retiradas dos vasos e levadas para o Laboratório de Fitopatologia para serem submetidas aos métodos de extração de raiz e de solo. Procedeu-se a observação das fases presentes na suspensão e contagem de ovos e de cistos, conforme o tratamento.

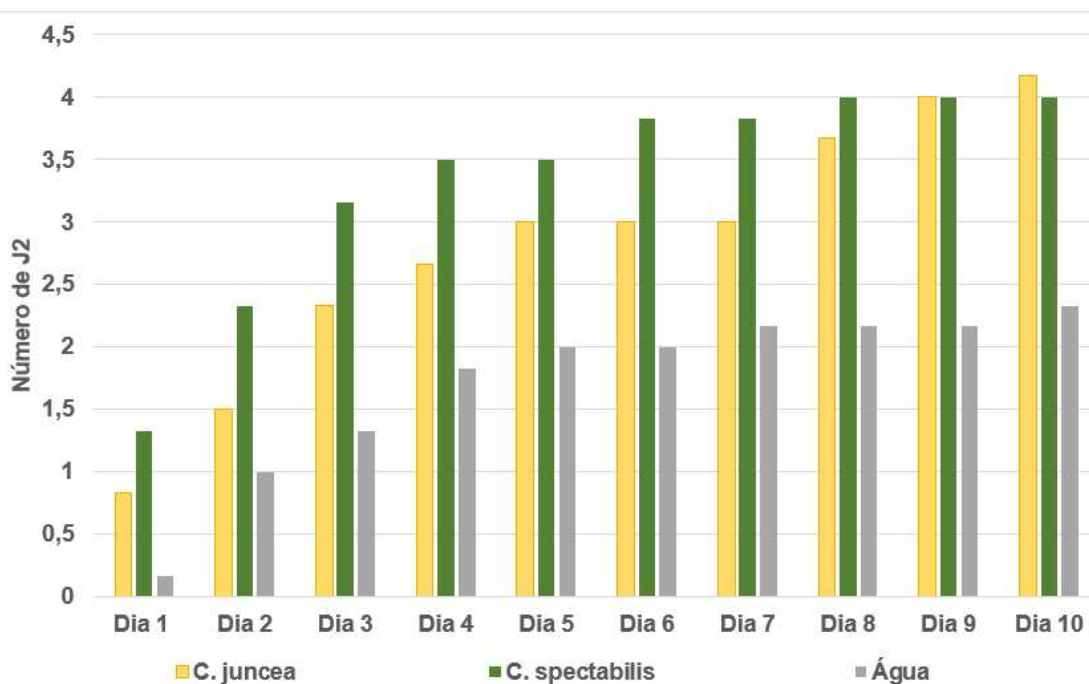
Das suspensões obtidas foram retiradas alíquotas, a fim de contabilizar ovos e cistos e, com isso, avaliar o controle do nematoide pelas plantas antagonistas. Os dados obtidos foram submetidos ao Teste F e ao teste de Tukey a 1% de probabilidade no software estatístico SASM-Agri.

RESULTADOS

Influência de exsudatos radiculares de *Crotalaria* spp. sobre a eclosão de J2 de ovos livres e de cistos de *Cactodera cacti* *in vitro*

O Gráfico 8 apresenta a variação no número de eclosões de juvenis de *C. cacti* ao longo de 10 dias de experimento, bem como o número de J2 imóveis observados nos tratamentos com exsudatos radiculares de *C. juncea* e de *C. spectabilis*. Ao final dos 10 dias, o número médio de eclosões no tratamento com exsudatos radiculares de *C. juncea* ficou em 4,17, ou seja, cerca apenas 8% do total de 50 ovos. Comportamento semelhante foi notado no tratamento com exsudatos radiculares de *C. spectabilis*, em que o número médio de eclosões de J2 de *C. cacti* ao final dos 10 dias, ficou em 4,0. Em água, o número médio de eclosões foi de 2,33. Diferenças estatísticas entre os tratamentos, não foi observada nesse ensaio.

Gráfico 8. Número médio de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* obtidos a partir da exposição de ovos à exsudatos radiculares de *Crotalaria juncea*, *Crotalaria spectabilis* e à água (testemunha) durante o período de 10 dias.

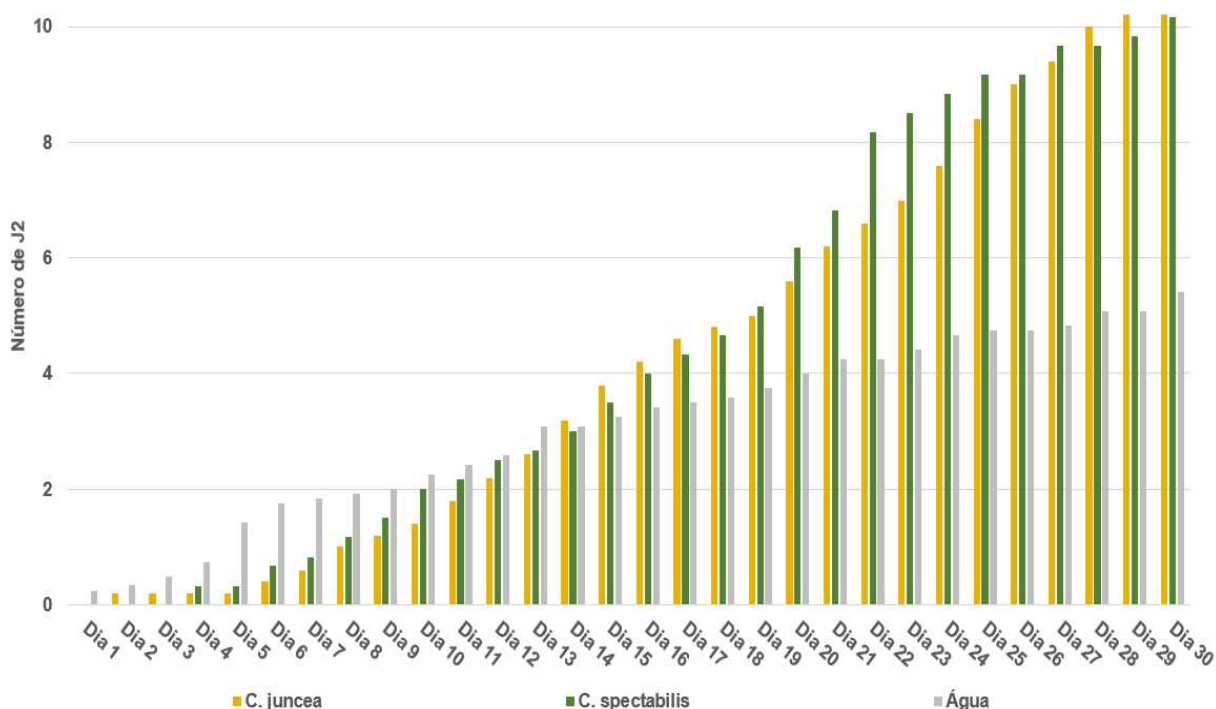


Semelhante ao que foi observado no ensaio com ovos livres, verificou-se que quando os cistos foram expostos aos exsudatos radiculares das duas crotalárias,

constatou-se também um baixo número de eclosões de J2 de *C. cacti* após 30 dias de experimento. Esse tempo de 30 dias foi empregado levando-se em consideração que em cistos havia maior número de ovos em diferentes estádios de desenvolvimento embrionário do que no ensaio anterior.

Em todos os tratamentos, observou-se um lento processo de eclosão até o final do experimento. No tratamento com *C. juncea* e *C. spectabilis*, obteve-se um número médio de eclosões de 10,2 e 10,17 J2, respectivamente após 30 dias. Na água, ocorreram 5,42 eclosões ao longo dos 30 dias de experimento (Gráfico 9). Diferenças estatísticas entre os tratamentos também não foi observada nesse ensaio.

Gráfico 9. Número acumulado de eclosões de J2 de *Cactodera cacti* obtidos a partir da exposição de cistos à exsudatos radiculares de *Crotalaria juncea*, *Crotalaria spectabilis* e à água durante o período de 30 dias.

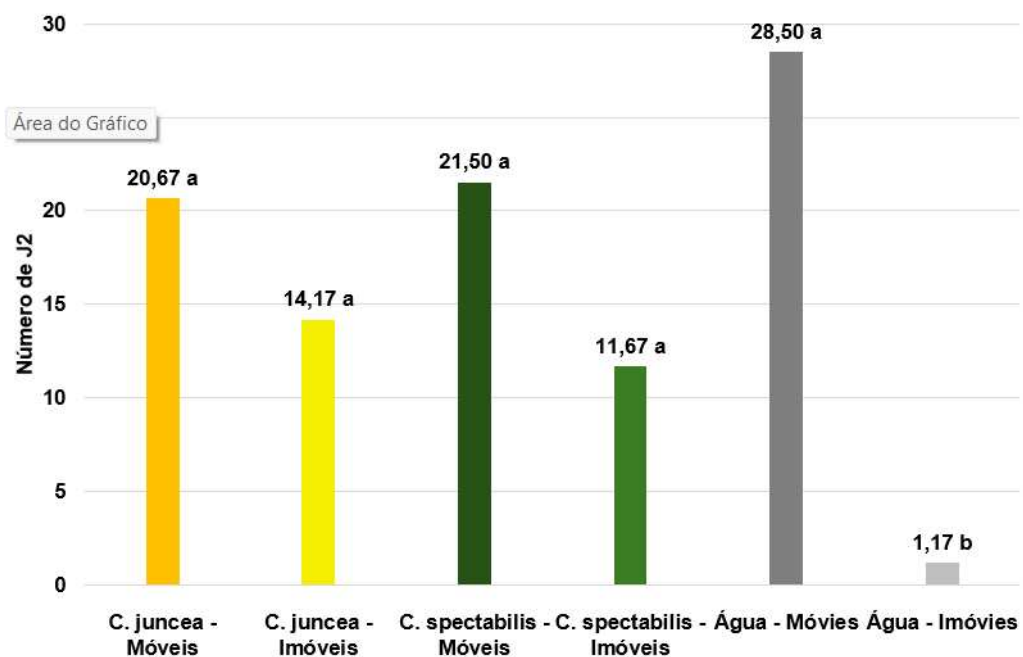


Ação dos exsudatos radiculares de *Crotalaria spectabilis* e *C. juncea* sobre a motilidade e a infectividade de J2 de *Cactodera cacti* de cistos

Neste experimento foram contabilizados de forma separada os J2 de *C. cacti* móveis, imóveis e recuperados após 24 h em água destilada, depois da

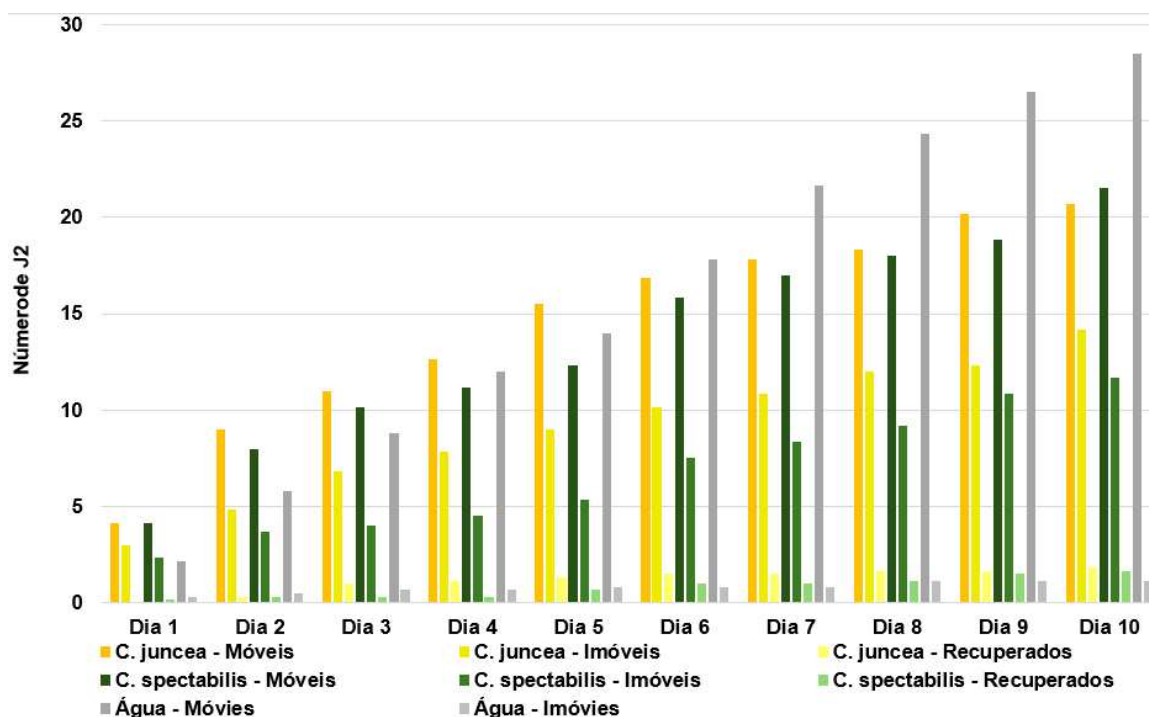
exposição de cistos aos exsudatos radiculares de *C. juncea* e *C. spectabilis* ao longo de 10 dias. As avaliações mostraram que o número de J2 móveis de *C. cacti* foi de 124 no total (média de 20,67) e 129 no total (média de 21,5) J2 em exsudatos de *C. juncea* e de *C. spectabilis*, respectivamente, não diferindo da água que foi de 171 no total (média de 28,5 J2). Em contraste, o número médio de J2 imóveis em água foi de 7 no total (média de 1,17) bem inferior ao observado no tratamento com os exsudatos de *C. juncea* que foi de 85 no total (média de 14,17) e de *C. spectabilis* que totalizou 70 (média de 11,67 J2), os quais não diferiram entre si (Gráfico 10).

Gráfico 10. Número médio de J2 de *Cactodera cacti* móveis e imóveis ao final dos 10 dias de exposição aos exsudatos radiculares de *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* e à testemunha (água).



Dentre os 85 juvenis imóveis observados em exsudatos radiculares de *C. juncea* e dos 70 J2 imóveis observados em exsudatos de *C. spectabilis*, apenas 11 J2 (média de 1,83) e 10 J2 no total (média de 1,67) ao final do experimento recuperaram a motilidade após 24 h em água destilada, respectivamente (Gráfico 11).

Gráfico 11. Número médio de J2 de *Cactodera cacti* móveis, imóveis e recuperados após 24 h a partir de cistos em exsudatos radiculares de *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* e em água por 10 dias.

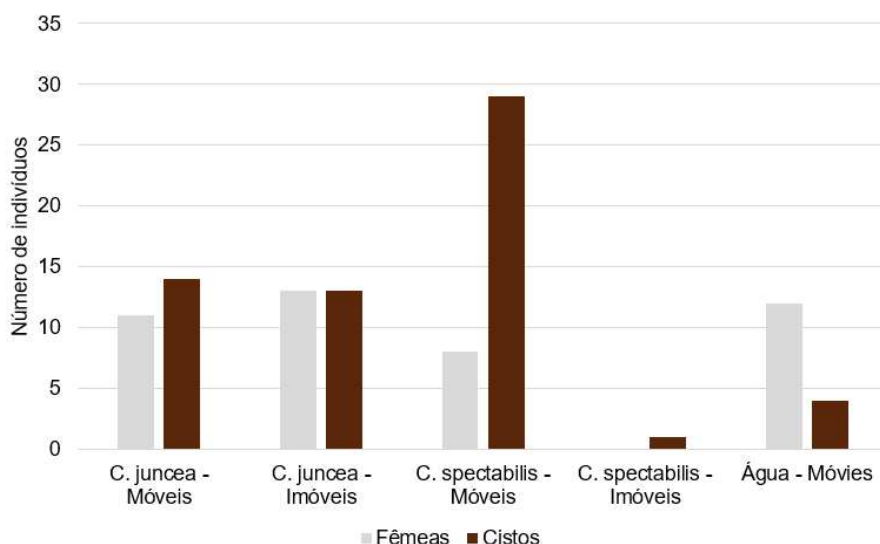


No tratamento com exsudatos de *C. juncea*, o número de juvenis de *C. cacti*, empregados na avaliação da infectividade considerou os J2 móveis (124) e os J2 recuperados (11) de maneira que a soma de J2 móveis totais foi de 135. Este grupo inoculado em uma única planta de pitaia permitiu observar a formação de 11 fêmeas e 14 cistos. Da inoculação com os 74 juvenis imóveis, observaram-se 13 fêmeas e 13 cistos nas raízes. Isso sugere que pelos menos 26 J2 imóveis estavam ainda sob efeito nematostático nesse tratamento, número de fêmeas e cistos semelhante ao observado em pitaia inoculada com juvenis móveis.

No tratamento com *C. spectabilis*, o número de juvenis de *C. cacti*, empregados na avaliação da infectividade considerou os J2 móveis (129) e os J2 recuperados (10) de maneira que a soma de J2 móveis totais foi de 139. Este segundo grupo foi igualmente inoculado em uma única planta de pitaia. Após 30 dias, foram encontradas 8 fêmeas e 29 cistos de *C. cacti*. Na pitaia inoculada com 60 J2 imóveis, foi encontrado somente um cisto. Isto sugere que a grande maioria dos J2 imóveis perderam a infectividade ou sofreram um efeito nematicida dos exsudatos da *C. spectabilis*. Na testemunha (água), de 171 J2 inoculados em pitaia, foram constatados 12 fêmeas e 4 cistos oriundos de J2 móveis na raiz, inferior inclusive

aos dois tratamentos (Gráfico 12).

Gráfico 12. Número de fêmeas e de cistos de *Cactodera cacti* obtidos 30 dias após a inoculação de J2 móveis e imóveis em pitaia (*Hylocereus costaricensis*) após serem expostos à exsudatos radiculares de *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis*.



Com base nas informações obtidas nos ensaios conduzidos com *C. cacti* e exsudatos radiculares de *C. spectabilis*, é possível supor que seriam os alcaloides pirrolizidínicos, neles presentes, que atuariam comprometendo a infectividade dos juvenis de *C. cacti* ou agindo como um nematicida.

Influência de cultivo prévio de *Crotalaria* spp. sobre ovos e sobre cistos de *Cactodera cacti* no solo

Nas avaliações realizadas em raízes de pitaia que sucedeu ao cultivo prévio de crotalárias nos vasos com substrato infestado com ovos livres, constatou-se uma redução significativa no número de ovos de *C. cacti* nos tratamentos com *C. juncea* (T1 - 244,25 ovos) e com *C. spectabilis* (T2 - 600,7 ovos) quando comparados ao Controle 1 (T3 – 8.444,43 ovos). Os tratamentos com as fabáceas não diferiram estatisticamente entre si. Esses resultados foram confirmados na análise do fator de reprodução (FR) que foram 0,12 e 0,30 para *C. juncea* e *C. spectabilis*, respectivamente e de 4,22 no Controle 1 (Tabela 6).

Tabela 6. Número de ovos de *Cactodera cacti* e fator de reprodução (FR) obtido nas avaliações de solo e de raízes de pitaiá após infestação de 2.000 ovos e 40 dias em vasos previamente plantados com *Crotalaria* spp.

| Tratamentos | Nº de ovos | | FR | |
|-------------------------------|------------|---|------|---|
| <i>Crotalaria juncea</i> | 244,25 | B | 0,12 | b |
| <i>Crotalaria spectabilis</i> | 600,17 | B | 0,30 | b |
| Controle 1 | 8.444,43 | A | 4,22 | a |

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. C.V.: 16,15%.

Quanto ao número de cistos de *C. cacti* obtido após as avaliações, observou-se uma redução significativa nos tratamentos com as crotalárias quando comparados ao controle. Contabilizou-se 0,67 cisto no tratamento com *C. juncea* (T4) e 2,17 cistos no tratamento com *C. spectabilis* (T5), enquanto no Controle 2 (T6) foram obtidos 80 cistos em média (Tabela 7).

Tabela 7. Número de cistos de *Cactodera cacti* obtido nas avaliações de solo e de raízes de pitaiá após infestação com 15 cistos e 40 dias em vasos previamente plantados com *Crotalaria* spp.

| Tratamentos | Nº de cistos | |
|-------------------------------|--------------|---|
| <i>Crotalaria juncea</i> | 0,67 | b |
| <i>Crotalaria spectabilis</i> | 2,17 | b |
| Controle 2 | 80,00 | a |

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. C.V.: 17,26%.

Os resultados relativos ao número de ovos de *C. cacti* obtidos em T1 e T2 foi de 14 a 36 vezes menor que o obtido em T3 (Controle 1) e o número de cistos de *C. cacti* formados em T4 e T5 foi de 29 a 119 vezes menor ao obtido em T6 (Controle 2). Os compostos liberados no solo pelas raízes das crotalárias teriam afetado diretamente as formas infestantes do nematoide, as quais não conseguiram infectar a cactácea, conforme observado em ensaios anteriores.

Concluiu-se que o cultivo prévio de ambas as crotalárias em solo infestado com *C. cacti* foi significativamente eficaz na redução da população do

nematoide em condições de casa-de-vegetação. A utilização desse método de controle, sucessão com as fabáceas antagonistas, aliado a um manejo integrado de fitonematoides, poderá ser eficaz na erradicação desse heteroderídeo em campo.

Incorporação de *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* no controle de *Cactodera cacti*

No estudo conduzido com a incorporação de matéria fresca das crotalárias (*C. juncea* e *C. spectabilis*) em substrato infestado por 2.000 ovos livres ou por 15 cistos de *C. cacti*, houve um efeito significativo no controle do fitonematoide em pitaia, visto que não foram encontradas quaisquer fases do patógeno nas raízes de pitaia que sucedeu a essa prática. Os controles (T3 e T6), vasos sem incorporação das fabáceas, por sua vez, apresentou um número elevado de ovos (6.777,78) e de cistos (83,33) ao final de 45 dias, confirmando a viabilidade do inóculo empregado (Tabelas 8 e 9). Esses resultados foram confirmados na análise do fator de reprodução (FR) (Tabela 8).

Tabela 8. Número de ovos de *Cactodera cacti* e fator de reprodução (FR) obtido após as avaliações de raízes de pitaia e de solo ao final de 45 dias.

| Tratamentos | Nº de ovos | | FR | |
|-------------------------------|------------|---|------|---|
| <i>Crotalaria juncea</i> | 0 | b | 0 | b |
| <i>Crotalaria spectabilis</i> | 0 | b | 0 | b |
| Controle 1 | 6.777,78 | a | 3,39 | a |

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. C.V.: 16,15%.

Tabela 9. Número de cistos de *Cactodera cacti* obtido após avaliações de raízes de pitaia e de solo tratado com *Crotalaria* spp.

| Tratamentos | Nº de cistos | |
|-------------------------------|--------------|---|
| <i>Crotalaria juncea</i> | 0 | b |
| <i>Crotalaria spectabilis</i> | 0 | b |
| Controle 2 | 83,33 | a |

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. C.V.: 17,26%.

DISCUSSÃO

Em testes de eclosão com ovos de *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952 conduzidos no Japão com exsudatos radiculares de *C. juncea* e *C. spectabilis*, relatou-se que as taxas de eclosão foram significativamente maiores do que as observadas em plantas não hospedeiras (tomate, batata e trigo) e do que a testemunha (água). A indução de eclosão em exsudatos de *C. juncea* foi significativamente maior que a obtida de *C. spectabilis* e semelhante à obtida em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) e soja (KUSHIDA et al., 2003). As crotalárias testadas, embora não sejam hospedeiras do nematoide de cisto da soja, atuam como plantas armadilhas. Isso significa que, por meio de seus exsudatos, elas atraem os juvenis infectantes do nematoide para suas raízes, onde eles penetram, mas não conseguem se desenvolver até a fase adulta no sistema radicular (SCHWAN, 2003).

Essas fabáceas são usualmente usadas em esquema de rotação com soja (*Glycine max*) em áreas infestadas com *H. glycines*. São eficazes na redução do inóculo em campo, mas deve-se atentar à raça do nematoide presente, tendo em vista que outra espécie da fabácea, *Crotalaria ochroleuca* L., mostrou-se suscetível às raças 3, 6 e 14 de *H. glycines* (CARDOSO et al., 2019; KUSHIDA et al., 2003; WARNKE et al., 2006).

Não foram encontrados relatos de testes de eclosão de juvenis com espécies de nematoides do gênero *Cactodera* com plantas antagonistas para fins de comparação com os resultados obtidos no presente estudo.

Estudo semelhante a esse foi conduzido com exsudatos radiculares obtidos de alfafa (*Medicago sativa* L.), ervilha (*Pisum sativum* L.), feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) e milho (*Zea mays* L.) com o nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid e White, 1919) Chitwood, 1949. No experimento, no qual parte das raízes dessas plantas permaneciam em placa de Petri com água e os J2 do fitonematoide, observou-se que mais de 80% dos juvenis perderam sua motilidade na presença apenas de exsudatos radiculares das fabáceas (ZHAO et al., 2000). Ensaio envolvendo ovos de *M. incognita* e exsudatos radiculares de tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) cultivares Baliya (altamente resistente ao nematoide das galhas) e RS2 (moderadamente resistente) foram conduzidos *in vitro* em condições similares. Relatou-se que quatro compostos 2,6-Di-tert-butil-p-cresol, dibutilftalato,

dimetilftalato e, principalmente, L-ascorbil 2,6-dipalmitato identificados nas raízes das cultivares e tomateiro foram responsáveis pela inibição da eclosão e pela mortalidade dos J2 dessa espécie de nematoide das galhas (YANG et al., 2016).

Supostamente, os alcaloides pirrolizidínicos presentes nos exsudatos radiculares dessas duas espécies não seriam o fator inibitório da eclosão de juvenis em *C. cacti*, tendo em vista que na água o comportamento foi semelhante. Constatou-se que, diferente de *H. glycines* que teve a eclosão estimulada pelos exsudatos dessas antagonistas, *C. cacti* não teve a eclosão induzida por essas fabáceas, confirmando que, para isso, necessita de fatores de eclosão presentes apenas em exsudatos de suas hospedeiras, conforme constatado no capítulo anterior.

Esses alcaloides pirrolizidínicos, como a monocrotalina e seus derivados, possuem atividade nematicida (SCUPINARI et al., 2024) para os nematoides parasitas de plantas *M. incognita*, *Heterodera schachtii* Schmidt, 1871, *Pratylenchus penetrans* (Cobb, 1917) Chitwood e Oteifa, 1952 e *P. scribneri* Steiner, 1943 (BACETTY et al., 2009; THODEN et al., 2009a; THODEN et al., 2009b).

Efeito nematostático e nematicida já foi anteriormente observado em estudos com *C. spectabilis* na forma de extrato foliar a partir da dosagem 9,37 mg de matéria seca por mL de água sobre ovos de *H. glycines* (EXPÓSITO et al., 2020).

Em geral, *Crotalaria* spp. são usadas como plantas de cobertura pré-plantio, suprimindo o crescimento populacional de várias espécies de fitonematoides, excetuando-se *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* spp. (WANG et al., 2002). Exsudatos radiculares liberados por raízes de crotalárias contém compostos capazes de causar desorientação e, ou a morte de fitonematoide no solo (FERRAZ e BROWN, 2016).

Em experimento conduzido em casa-de-vegetação, no qual nove espécies de *Crotalaria* foram cultivadas por 60 dias em vasos antes do plantio de soja com o intuito de avaliar o controle de *H. glycines*, verificou-se que houve uma redução significativa no número de ovos do nematoide na soja na ordem de 83,6 a 95,1% nos tratamentos com *Crotalaria paulina* Schrank, *C. spectabilis*, *C. breviflora* DC., *C. juncea*, *C. striata* DC. e *C. ochroleuca* (SCHWAN, 2003). A rotação de cultura em áreas de cultivo de soja com *C. breviflora*, *C. ochroleuca* e *C. spectabilis* reduziu populações de três fitonematoides, *P. brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans-Stekhoven, 1941, *M. javanica* Treub, 1885 e *H. glycines* em condições

de campo. Adicionalmente, a produtividade da soja nos anos subsequentes aumentou de duas a três vezes (SILVA et al., 2018).

Em estudo conduzido com *M. javanica* e incorporação de matéria fresca de *C. spectabilis* na proporção de 5 t ha⁻¹, foi observado uma redução de 24 a 32% no número de galhas nas raízes de tomateiro Santa Cruz 'Kada' e de 41% no fator de reprodução do fitonematoide (LOPES et al., 2008). Em outro estudo, a incorporação de folhas de *Crotalaria* sp. ao solo infestado por *M. incognita* reduziu o número de galhas em 56,8% e o fator de reprodução em 44% além de incrementar o desenvolvimento da planta de feijoeiro-comum (BORGES et al., 2013). A incorporação de 13 g de matéria seca de *C. spectabilis* em vasos com solo infestado com populações de *Pratylenchus* e *Pseudhalenchus* Tarjan, 1958 possibilitou significativa redução no número de ambos os nematoides por grama de raiz de feijoeiro (SILVEIRA e RAVA, 2004).

As crotalárias, além de atuarem diretamente sobre esses fitoparasitas, podem favorecer o aumento de inimigos naturais dos fitonematoides no campo, como fungos predadores que capturam nematoides ou fungos parasitas que se alimentam de seus ovos. Adicionalmente, as crotalárias estimulam o aumento de nematoides de vida livre no solo que contribuem para a ciclagem de nutrientes, aumentando a disponibilidade destes para a absorção pelas raízes das plantas. Uma planta bem nutrida terá maior tolerância a nematoides fitoparasitas (WANG et al., 2001; WANG et al., 2003; WANG e MCSORLEY, 2004)

Pode-se inferir, a partir desses resultados, que a utilização de *C. juncea*, na proporção de 10 t ha⁻¹, e de *C. spectabilis*, na proporção de 5 t ha⁻¹, incorporadas ao solo, pode ser outra estratégia de controle eficaz para reduzir ou até mesmo eliminar cistos de *C. cacti* em campo. Tal eliminação ocorreria, possivelmente, em razão de compostos bioativos presentes no solo pela decomposição dessas fabáceas, os quais inibiriam a infectividade de juvenis ou a sua viabilidade por ação direta sobre os cistos do nematoide.

É importante compreender melhor as diferentes formas como essas crotalárias atuam sobre fitonematoides, como *C. cacti*, e de que maneira podem ser integradas aos sistemas de cultivo, como o de pitaia, para possibilitar futuras alternativas efetivas no manejo de doenças frente aos desafios fitossanitários emergentes.

CONCLUSÕES

Crotalaria juncea e *C. spectabilis* não estimulam, nem inibem a eclosão de *C. cacti*.

Exsudatos radiculares de *C. juncea* e de *C. spectabilis* interferem na motilidade de juvenis de *C. cacti*.

Exsudatos radiculares de *C. spectabilis* comprometem a infectividade de J2 de *C. cacti*.

O cultivo prévio de crotalárias em substrato infestado por *C. cacti* reduz a população do fitonematoide.

A incorporação de matéria fresca de *C. juncea* e de *C. spectabilis* em substrato infestado por *C. cacti* erradica o patógeno.

REFERÊNCIAS

BACETTY, A. A. et al. Toxicity of endophyte-infected tall fescue alkaloids and grass metabolites on *Pratylenchus scribneri*. **Phytopathology**, v. 99, n. 12, p. 1336-1345, 2009.

BALDWIN, J. G.; MUNDO-OCAMPO, M. Heteroderinae, cyst-and non-cyst-forming nematodes. In: NICKEL W.R. (Ed.). **Manual of agricultural nematology**. New York: **Marcel Dekker**, p. 275-362, 1991.

BORGES, F. G. et al. Manejo alternativo de nematoides de galha (*Meloidogyne incognita*) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*). **Scientia Agraria Paranaensis**, p. 425-433, 2013.

CAFÉ, F. B. S. **Aspectos biológicos do nematoide do cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, em pitaia**. 2019. 80 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia Fitotecnia) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019.

CAFÉ, F. B. S. et al. First report of the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, infecting *Cereus jamacaru* (Cactaceae) in Brazil. **Plant Disease**, v. 106, n. 7, p. 1998, 2022.

CAFÉ, F. B. S.; SANTOS, C. D. G. Method for extracting nematode cysts of the

family Heteroderidae from sandy loam soil. **Australasian Plant Pathology**, v. 52, n. 1, p. 43-44, 2023.

CARDOSO, M. R. et al. *Crotalaria ochroleuca* susceptibility to *Heterodera glycines* races. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 7, p. 205, 2019.

CARES, J. E.; BALDWIN, J. G. Nematoides formadores de cisto do gênero *Heterodera*. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 3, n. 11. 1995.

CHERUBIN, N. **Por que fazer adubação verde?** RPA News, Ribeirão Preto, ed. 187, 2017. Disponível em: <https://revistarpanews.com.br/por-que-fazeradubacao-verde/>. Acesso em: 12/08/2022.

COOLEN, W.A.; D' HERDE, C.J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Belgium: Min. Agric. Res. Adm. State Centre, Ghent - Belgium, 1972.

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, p. 1-30. 1998.

EXPÓSITO, L. O. et al. Controle potencial de nematoide de cisto com espécies de crotalária não associado à monocrotalina. In: SANTOS, C. C. (org.) **Resultados Econômicos e de Sustentabilidade nos Sistemas nas Ciências Agrárias**, Ponta Grossa: Athena, Cap. 25, p. 221-230. 2020.

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

KUSHIDA, A. et al. Effects of *Crotalaria juncea* and *C. spectabilis* on hatching and population density of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* (Tylenchida: Heteroderidae). **Applied Entomology and Zoology**, v. 38, n. 3, p. 393-399, 2003.

LOPES, E. A. et al. Efeito da incorporação da parte aérea de quatro espécies vegetais sobre *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 32, n. 1, p. 76-80, 2008.

RIGGS, R. D.; SCHUSTER, R. P. Management. In: SHARMA, S. B. (Ed.). **The Cyst Nematodes**. [s.l.]: Springer, p. 388-416. 1998.

ROSA, J. M. O. et al. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 4, p. 826-835, 2015.

SANTOS FILHO, R. J. **Solarização de solo infestado com cistos do fitonematoide *Cactodera cacti* em sacos plásticos**. Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Agronomia) - Universidade Federal do Ceará, 2022.

SCHWAN, A. V. **Antagonismo de espécies de crotalária ao nematoide de cisto da soja (*Heterodera glycines* Ichinohe)**. Master's thesis, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Dourados, MS. 2003.

SCUPINARI, T. et al. Effects of *Crotalaria spectabilis* extract in *Meloidogyne javanica* and *Heterodera glycines* soybean nematodes. **European Journal of Plant Pathology**, p. 1-12, 2024.

SILVA, G. S. Métodos alternativos de controle de fitonematoides. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 19, p. 81-152, 2012.

SILVA, R. A. et al. Efeito da rotação e sucessão de culturas no manejo de nematoides da soja em área arenosa. **Nematropica**, v. 48, n. 2, p. 198-206, 2018.

SILVEIRA, P. M.; RAVA, C. A. Utilização de crotalária no controle de nematóides da raiz do feijoeiro. **Comunicado técnico 74 – EMBRAPA**. 2004.

THODEN, T. C. et al. Effects of plants containing pyrrolizidine alkaloids on the northern root-knot nematode *Meloidogyne hapla*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 123, p. 27-36, 2009b.

THODEN, T. C. et al. Effects of pyrrolizidine alkaloids on the performance of plant-parasitic and free-living nematodes. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, v. 65, n. 7, p. 823-830, 2009a.

WANG, K. H.; MCSORLEY, R. Management of nematodes and soil fertility with sunn hemp cover crop. **University of Florida IFAS Extension Publication No. ENY-717**,

2004.

WANG, K.-H. et al. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, v. 32, n. 1, p. 35-58, 2002.

WANG, K.-H. et al. Effect of *Crotalaria juncea* amendment on nematode communities in soil with different agricultural histories. **Journal of Nematology**, v. 35, n. 3, p. 294, 2003.

WANG, K.-H. et al. P. Suppression of *Rotylenchulus reniformis* by *Crotalaria juncea*, *Brassica napus*, and *Tagetes erecta*. **Nematropica**, v. 31, n° 2, p. 235-250, 2001.

WARNKE, S. A. et al. Effect of rotation crops on *Heterodera glycines* population density in a greenhouse screening study. **Journal of Nematology**, v. 38, n. 3, p. 391, 2006.

YANG, G. et al. Effects of tomato root exudates on *Meloidogyne incognita*. **PLoS One**, v. 11, n. 4, p. e0154675, 2016.

ZHAO, X. et al. Species-dependent effects of border cell and root tip exudates on nematode behavior. **Phytopathology**, v. 90, n. 11, p. 1239-1245, 2000.

REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G. N. Plant Pathology. 5th ed. **Department of Plant Pathology. University of Florida.** United States of America. 2005.
- ANDERSSON, S.; VALDERMARSSON, G. *Heterodera cacti*, cactus cyst nematode, observed in Sweden. **National Institute for Plant Protection.** Akarp, Sweden. Vaytsky e Ddsnotiser, v. 39 (5): 120-122. 1975.
- ANDRADE, R. A. D. et al. Influência da fonte material e do tempo de cura na propagação vegetativa da pitaya vermelha (*Hylocereus undatus* Haw). **Revista Brasileira de Fruticultura**, 183-186. 2007.
- ARAÚJO, F. F. et al. Influência de *Bacillus subtilis* na eclosão, orientação e infecção de *Heterodera glycines* em soja. **Ciência Rural**, v. 32, p. 197-203, 2002.
- BACETTY, A. A. et al. Toxicity of endophyte-infected tall fescue alkaloids and grass metabolites on *Pratylenchus scribneri*. **Phytopathology**, v. 99, n. 12, p. 1336-1345, 2009.
- BAE, M.; PARK, M. R. First report of *Pitaia virus X* and *Zygocactus virus X* infection of dragon fruit (*Selenicereus undatus*) in Korea. **Journal of Plant Pathology** v. 104, n. 4, p. 1581. 2022.
- BALDWIN, J. G.; MUNDO-OCAMPO, M. Heteroderinae, cyst-and non-cyst-forming nematodes. In: Nickle, W.R. **Manual of agricultural nematology.** New York: **Marcel Dekker**, p. 275-362, 1991.
- BALENDRES, M. A.; BENGGOA, J. C. Diseases of dragon fruit (*Hylocereus* species): Etiology and current management options. **Crop protection**, v. 126, p. 104920, 2019.
- BÁNKI, O. et al. Cactaceae Juss. In: Catalogue of Life Checklist (Version 2023-01-12). **Catalogue of Life.** 2023.
- BARTHLOTT, W.; HUNT, D.R. Cactaceae. In: **Flowering Plants- Dicotyledons: Magnoliid, Hamamelid and Caryophyllid Families.** Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, v. 2, p. 161-197.1993.
- BETTIOL, W.; GHINI, R. Controle físico de doenças e de plantas invasoras. In: CAMPANHOLA, C, BETTIOL, W. (EDS). **Métodos alternativos de controle fitossanitário.** Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, pp. 165-190. 2003.
- BIRD, A. F.; BIRD, J. The structure of nematodes. **Academic Press**, 1991.
- BOESEWINKEL, H. J. A list of 142 new plant disease recordings from New Zealand and short notes on three diseases. **Australasian Plant Pathology (Australia)**, v. 11, n. 4, 1982.
- BOHLMANN, H. Introductory chapter on the basic biology of cyst nematodes. In:

ESCOBAR, C.; FENOLL, C. (Ed.). **Advances in botanical research**, Academic Press, v. 73, p. 33-59, 2015.

BORGES, F. G. et al. Manejo alternativo de nematoides de galha (*Meloidogyne incognita*) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*). **Scientia Agraria Paranaensis**, p. 425-433, 2013.

BRZESKI, M. W. Damage caused by nematodes on cultivated plants in Poland. **Problem Papers of the Progress of Agricultural Sciences**. No. 121, p. 9-21 1971.

BURGWYN, B. et al. *Heterodera glycines*: eggshell ultrastructure and histochemical localization of chitinous components. **Experimental parasitology**, v. 104, n. 1-2, p. 47-53, 2003.

CAFÉ, F. B. S. **Aspectos biológicos do nematoide do cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, em pitaia**. 2019. 80 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia Fitotecnia) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019.

CAFÉ, F. B. S. et al. First report of the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, infecting *Cereus jamacaru* (Cactaceae) in Brazil. **Plant Disease**, v. 106, n. 7, p. 1998, 2022.

CAFÉ, F. B. S.; SANTOS, C. D. G. Method for extracting nematode cysts of the family Heteroderidae from sandy loam soil. **Australasian Plant Pathology**, v. 52, n. 1, p. 43-44, 2023.

CAIXETA, L. B. et al. Gênero *Heterodera*. In: OLIVEIRA, C. M. G. Diagnose de fitonematoides. Millenium Editora. Campinas-Sp. p. 149-162, 2016.

CAMPOS, V. P. Controle biológico de *Heterodera glycines* no Brasil. In: SBN, Sociedade Brasileira de Nematologia, **O nematoide de cisto da soja: A experiência brasileira**. p. 83-93, 1999.

CARDOSO, M. R. et al. *Crotalaria ochroleuca* susceptibility to *Heterodera glycines* races. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 7, p. 205, 2019.

CARES, J. E.; BALDWIN, J. G. Nematoides formadores de cisto do gênero *Heterodera*. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 3, n. 11. 1995.

CARVALHO, C. B. M. et al. Uso de cactáceas na alimentação animal e seu armazenamento após colheita. **Archivos de Zootecnia**, v. 67, n. 259, p. 440-446, 2018.

C DFA, California Department of Food & Agriculture. **California Pest Rating Proposal for *Cactodera cacti* (Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941) Krall & Krall, 1978**. 2021. Disponível em: https://blogs.cdffa.ca.gov/Section3162/wp-content/uploads/2021/11/Cactodera-cacti-_ADA_PRP.pdf. Acesso em: 28/10/2022.

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

CHERUBIN, N. **Por que fazer adubação verde?** RPA News, Ribeirão Preto, ed. 187, 2017. Disponível em: <https://revistarpanews.com.br/por-que-fazeradubacao-verde/>. Acesso em: 12/08/2022.

CHO, M. R. et al. New record and damage of *Cactodera cacti* in Korea. **RDA Journal of Agricultural Science (Korea Republic)**, v. 37, n. 1, 1995.

COOLEN, W.A.; D' HERDE, C.J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Belgium: Min. Agric. Res. Adm. State Centre, Ghent - Belgium, 1972.

CORDERO, D., et al. Fine structure of the posterior cone of females of *Cactodera cacti* Filip'ev & Schuurmans Stekhoven (Nemata: Heteroderinae). **Revue de Nematology**, v. 14, n. 3, p. 455-465, 1991.

CUNHA, R. P. et al. Ciclo de vida de *Heterodera glycines* raça 9 em soja no Maranhão. **Summa Phytopathologica**, v.34, n.3, p.262-264, 2008.

CURTIS, R. H. C. Plant parasitic nematode proteins and the host–parasite interaction. **Briefings in Functional Genomics and Proteomics**, v. 6, n. 1, p. 50-58, 2007.

DAVIS, E. L. et al. Getting to the roots of parasitism by nematodes. **Trends in parasitology**, v. 20, n. 3, p. 134-141, 2004.

DE LEY, P. et al. Molecular and morphological characterization of two reproductively isolated species with mirror-image anatomy (Nematoda: Cephalobidae). **Nematology**, v. 1, n. 6, p. 591-612, 1999.

DE LEY, P.; BLAXTER, M. L. Systematic position and phylogeny. In: LEE, D. L. (Ed.). **The Biology of Nematodes**. London: Taylor & Francis, p. 1-30. 2002.

DEVINE, K. et al. The influence of in-egg mortality and spontaneous hatching on the decline of *Globodera rostochiensis* during crop rotation in the absence of the host potato crop in the field. **Nematology**, v. 1, n. 6, p. 637-645, 1999.

DEVINE, K. J. et al. Resolution of natural hatching factors for golden potato cyst nematode, *Globodera rostochiensis*. *Annals of Applied Biology*, v. 129, n. 2, p. 323-334, 1996.

DONADIO, L. C. Pitaia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 31, n. 3 p. 637-929. 2009.

DUAN, Y. X. et al. First report of the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, on cactus in northern China. **Plant disease**, v. 96, n. 9, p. 1385-1385, 2012.

DUARTE, L. M. L. et al. *Potexvirus* diversity in Cactaceae from São Paulo state in Brazil. **Journal of Plant Pathology**, v. 90, n. 3, p. 545-551, 2008.

DUCEPPE, M. et al. Analysis of survival and hatching transcriptomes from potato

cyst nematodes, *Globodera rostochiensis* and *G. pallida*. **Scientific reports**, v. 7, n. 1, p. 3882, 2017.

EPPO **Global Database**. 2023. *Cactodera cacti*. Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/HETDCC/categorization>. Acesso: 15/01/2023

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

EVANS, G. et al. Life cycle of the cyst forming nematode *Cactodera torreyanae* Cid del Prado and Subbotin, 2014 and its relationship with its host *Suaeda edulis* Flores Oliv. & Noguez. **Nematropica**, v. 45, n. 2, p. 189-197, 2015.

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

EXPÓSITO, L. O. et al. Controle potencial de nematoide de cisto com espécies de crotalária não associado à monocrotalina. In: SANTOS, C. C. (org.) **Resultados Econômicos e de Sustentabilidade nos Sistemas nas Ciências Agrárias**, Ponta Grossa: Athena, Cap. 25, p. 221-230. 2020.

FAVORETO, L. et al. Diagnose e manejo de fitonematoides na cultura da soja. **Informe Agropecuário**, v. 40, n. 306, p. 18-29, 2019.

FENG, Y. et al. *Cactodera chenopodiae* (Nematoda: Heteroderidae), a new species of cyst nematode parasitizing common lambsquarter (*Chenopodium album*) in Liaoning, China. **Zootaxa**, v. 4407, n. 3, p. 361-375. 2018.

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

FERREIRA, L. et al. Nematode do cisto da soja e princípios de controle. **Multidisciplinary Reviews**, [s. l.], v. 2, p. e2019012, 2019.

FREIRE, F. C. O. Patógenos associados ao mandacaru (*Cereus jamacaru* Dc.) no Estado do Ceará. **Embrapa. Comunicado Técnico**, 2009.

FREITAS, L. G. et al. Métodos em Nematologia vegetal. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Métodos em Fitopatologia**. Viçosa, MG: UFC, cap. 11, p. 253- 291, 2007.

GOFFART, H. *Heterodera schachtii* Schmidt an gemeiner Hanfnessel (*Galeopsis tetrahit* L.) und an Kakteen. **Parasitology Research** s.l. l.], v. 8, n. 5, p. 528-532, 1936.

GOMES, R. S. S. et al. Identification of associated fungi to diseases in *Cereus jamacaru* and *Cereus hildmannianus*. **Rev. mex. fitopatol**, Texcoco, v. 38, n. 2, p. 250-257, 2020.

IBGE – INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Censo Agropecuário de 2017**. IBGE, 2019.

- INAGAKI, H.; TSUTSUMI, M. Survival of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* Ichinohe (Tylenchida: Heteroderidae) under certain string conditions. **Applied entomology and zoology**, v. 6, n. 4, p. 156-162, 1971.
- INOKUTI, E. M. et al. First Report of *Colletotrichum tropicale* Causing Anthracnose on Pitaia (*Hylocereus costaricensis*) in Brazil. **Plant Disease**, v. 108, n. 3, p. 797, 2024.
- JIMINEZ-PEREZ, N. et al. Ciclo biológico de *Globodera rostochiensis* en el cultivo de la papa en Venezuela. **Nematologia Mediterranea**, Vol. 37, No. 2, 2009.
- KATOH, K. et al. MAFFT online service: multiple sequence alignment, interactive sequence choice and visualization. **Briefings in bioinformatics**, v. 20, n. 4, p. 1160-1166, 2019.
- KOENNING, S. R.; SIPES, B. S. Biology. In: SHARMA, S. B. (Ed.). **The Cyst Nematodes**. [s.l.]: Springer, p. 156-190. 1998.
- KUMAR, A. C. A note on the occurrence of *Heterodera cacti* (Nematoda: Heteroderidae) from Mysore. **Current Science**, Vol. 33, No. 17, p. 534, 1964.
- KUSHIDA, A. et al. Effects of *Crotalaria juncea* and *C. spectabilis* on hatching and population density of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* (Tylenchida: Heteroderidae). **Applied Entomology and Zoology**, v. 38, n. 3, p. 393-399, 2003.
- LI, Y.S. et al. Viral diseases of pitaya and other Cactaceae plants. **Management**, v. 1, p. 1-7, 2015.
- LIOU, M. R. et al. First report of *Cactus virus X* on *Hylocereus undatus* (Cactaceae) in Taiwan. **Plant disease**, v. 85, n. 2, p. 229-229, 2001.
- LONG, J. H.; TODD, T. C. Effect of crop rotation and cultivar resistance on seed yield and the soybean cyst nematode in full-season and double-cropped soybean. **Crop science**, v. 41, n. 4, p. 1137-1143, 2001.
- LOPES, E. A. et al. Efeito da incorporação da parte aérea de quatro espécies vegetais sobre *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 32, n. 1, p. 76-80, 2008.
- LORDELLO, A. I. L. et al. Ocorrência do nematóide de cisto da soja (*Heterodera glycines*) no Brasil. **Revista de Agricultura**, v. 67, n. 3, p. 223-225, 1992.
- MAAFI, Z. et al. Molecular identification of cyst-forming nematodes (Heteroderidae) from Iran and a phylogeny based on ITS-rDNA sequences. **Nematology**, v. 5, n. 1, p. 99-111, 2003.
- MADEIRA, N. R. et al. Produtividade de clones elite de ora-pro-nóbis em plantio adensado com podas sucessivas. **Circular técnica-nº 156. EMBRAPA**. 2022

MALDANER, P. V. et al. Biofumigação utilizada no controle de nematoide. **FAIT**. 2014.

MEDEIROS, I. U. **Identificação dos princípios ativos presentes no extrato etanólico de *Cereus jamacaru* e avaliação em ratos dos possíveis efeitos tóxicos e/ou comportamentais da exposição prolongada**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Norte. 2011.

MEKETE, T. et al. A manual for nematology. Identification key for agriculturally important plant-parasitic nematodes, **International Nematode Diagnosis and Identification Course**. Eskisehir, Turkey, 2012.

MENDES, M. L.; DICKSON, D. W. Detection of *Heterodera glycines* on soybean in Brazil. **Plant Disease**, v. 77, n.5, p. 499-500, 1993.

MENEZES, M. O. T. et al. Flora do Ceará, Brasil: Cactaceae. **Rodriguésia**, [s.l.], v. 64, n. 4, p.757-774, 2013.

MINZ, G. Crop damage by nematodes in Israel. **Nematologica**. Vol. 2, p. 4055. 1957.

MKANDAWIRE, T. T. et al. Hatching of parasitic nematode eggs: a crucial step determining infection. **Trends in Parasitology**, v. 38, n. 2, p. 174-187, 2022.

MONTEIRO, A. R. et al. Ocorrência no Estado de São Paulo do nematoide *Heterodera fici* Kirjanova, 1954, nocivo à figueira. **Publicação-Sociedade Brasileira de Nematologia**, 1977.

MORA, D. Manejo fitosanitario del cultivo de la pitahaya. **Bogotá: ICA**, 2012.

MOREIRA, R. A. et al. Cultivo da pitaia: implantação. **Boletim Técnico-nº. 92 Embrapa**. 2012.

NGUYEN, L. et al. IQ-TREE: a fast and effective stochastic algorithm for estimating maximum-likelihood phylogenies. **Molecular biology and evolution**, v. 32, n. 1, p. 268-274, 2015.

NUNES, E. N. et al. Pitaia (*Hylocereus* sp.): uma revisão para o Brasil. **Gaia Scientia**, v. 8, n1, 2014.

OKADA, T. Hatching inhibitory factor in the cyst contents of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* Ichinohe (Tylenchida: Heteroderidae). **Applied Entomology and Zoology**, 7: 99- 102, 1972.

OLIVEIRA, C. M. G. de et al. **Ocorrência de nematoides fitoparasitos em plantas ornamentais nos Estados de São Paulo e Minas Gerais**. v. 13, n.2, p. 135-141, 2007.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. In: **Proceedings of the 8th International Symposium of Nematology**. p. 8-10. 1966.

PALOMARES-PÉREZ, M. et al. Nematodes associated with nopal *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) in Milpa Alta, Mexico City. **Revista mexicana de ciencias agrícolas**, v. 6, n. SPE11, p. 2205-2209, 2015.

PANEQUE, M.; SAMPEDRO, J. Reporte de nematodo cistógeno *Cactodera cacti* en la provincia de Holguín, Cuba. **Ciencia y Técnica en la Agricultura. Protección de Plantas**, v. 9, n. 4, 1986.

PERRY, R. N. Dormancy and hatching of nematode eggs. **Parasitology Today**, v. 5, n. 12, p. 377-383, 1989.

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

PINHEIRO, J. B. et al. *Globodera rostochiensis* (Woll.) (Tylenchida: Heteroderidae). In: **Priorização de pragas quarentenárias ausentes no Brasil**. Cap. 19. p. 291-310. 2018.

PIO, L. A. S.; SILVA F. O. dos R. Benefícios da pitaia. In: PIO, L. A. S.; RODRIGUES, M. A.; SILVA, F. O. dos R. **O Agronegócio da Pitaia**. 1ª. ed. Lavras-MG: ABRAPPITAIA, cap. 1, p. 10-34. 2020.

POPOV, G. V.; GUBIN, A. I. New data on the fauna, biology and distribution of phytophages of ornamental plants of Donetsk region. **Industrial botany**, v. 12, p. 126-134, 2012.

REBOUÇAS, R. B. ***Cactodera cacti* (Nematoda: Heteroderidae): Ocorrência natural em mandacaru (*Cereus jamacaru* DC.) no Ceará e investigação de hospedeiras em cactáceas e hortaliças**. Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Agronomia) -Universidade Federal do Ceará, 2017.

RIGGS, R. D.; SCHUSTER, R. P. Management. In: SHARMA, S. B. (Ed.). **The Cyst Nematodes**. [s.l.]: Springer, p. 388-417. 1998.

RODRIGUES, M. A.; MORO, A. D. Origem, botânica e variedades. In: PIO, L. A. S.; RODRIGUES, M. A.; SILVA, F. O. dos R. **O Agronegócio da Pitaia**. 1ª. ed. Lavras-MG: ABRAPPITAIA, cap. 3, p. 58-102. 2020.

RODRIGUES, M. A.; PIO, L. A. S. Produção de pitaia no Brasil e no mundo, Comercialização e Custo de Produção. In: PIO, L. A. S.; RODRIGUES, M. A.; SILVA, F. O. dos R. **O Agronegócio da Pitaia**. 1ª. ed. Lavras-MG: ABRAPPITAIA, cap. 2, p. 35-57. 2020.

ROSA, J. M. O. et al. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 4, p. 826-835, 2015.

SALES, M. de S. L. et al. *Cereus jamacaru* De Candolle (Cactaceae), o mandacaru do Nordeste Brasileiro. Publicatio UEPG: **Ciências Biológicas e da Saúde**, v. 20, n.

2, p. 135-142, 2014.

SANTOS FILHO, R. J. **Solarização de solo infestado com cistos do fitonematoide *Cactodera cacti* em sacos plásticos.** Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Agronomia) - Universidade Federal do Ceará, 2022.

SANTOS NETO, J. P. et al. Características físico-químicas do fruto do mandacaru (*Cereus jamacaru* DC.) cultivado no sertão alagoano. **Revista Craibeiras de Agroecologia**, v. 4, n. 1, p. e7141-e7141, 2019

SANTOS, J. M. et al. Detecção de *Heterodera cacti* em São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 25, n. 1, p.139-140. 2001.

SCHWAN, A. V. **Antagonismo de espécies de crotalária ao nematoide de cisto da soja (*Heterodera glycines* Ichinohe).** Master's thesis, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Dourados, MS. 2003.

SCUPINARI, T. et al. Effects of *Crotalaria spectabilis* extract in *Meloidogyne javanica* and *Heterodera glycines* soybean nematodes. **European Journal of Plant Pathology**, p. 1-12, 2024.

SIDDIQI, M. R. **Tylenchida: parasites of plants and insects.** 2. ed. Wallingford: CAB International, 848 p. 2000.

SILVA F. O. R.; RODRIGUES, M. A. Pragas e doenças. In: PIO, L. A. S.; RODRIGUES, M. A.; SILVA, F. O. dos R. **O Agronegócio da Pitaia.** 1ª. ed. Lavras-MG: ABRAPPITAIA, cap. 9. p. 194-222. 2020.

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

SILVA, G. S. Métodos alternativos de controle de fitonematoides. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 19, p. 81-152, 2012.

SILVA, R. A. et al. Efeito da rotação e sucessão de culturas no manejo de nematoides da soja em área arenosa. **Nematropica**, v. 48, n. 2, p. 198-206, 2018.

SILVEIRA, P. M.; RAVA, C. A. Utilização de crotalária no controle de nematóides da raiz do feijoeiro. **Comunicado técnico 74 – EMBRAPA.** 2004.

SKANTAR, A. M. et al. First report of the cactus cyst nematode, from a cactus garden in Idaho. **Journal of Nematology**, v. 51, n. 1, p. 1-6, 2019.

SOUZA JUNIOR, F. J. C.; ASSUNÇÃO, M. C. Detection of *Pratylenchus zaeae* and *P. brachyurus* parasitizing plants from the caatinga biome, Ceará, Brazil. **Journal of Nematology**, v. 53, n. 1, p. 1-5, 2021.

SOUZA, R. M. et al. *Afenestrata axonopi* n. sp. (Nemata: Heteroderidae) from Brazil. **Fundamental and Applied Nematology**, v. 19, n. 1, p. 35-42, 1996.

- STELTER, H.; KUHN, H., The cactus cyst nematode, *Heterodera cacti*. **Nachrichtenblatt für den Pflanzenschutzdienst in der DDR**, v. 27, n. 11, p. 239-240, 1973.
- STONE, A. R. Taxonomy and phylogeny of cyst nematodes. In: LAMBERTI, F.; TAYLOR, C. E. (EDS.). Cyst nematodes (Vol. 121). **Springer Science & Business Media**. 1985.
- STURHAN, D. Cyst-forming nematodes and related Heteroderidae in Germany. **Communications from the Federal Biological Research Centre for Agriculture and Forestry**, No. No.404, p. 18-30, 2006.
- SUBBOTIN, S. A. et al. DNA barcoding, phylogeny and phylogeography of the cyst nematode species of the Avenae group from the genus *Heterodera* (Tylenchida: Heteroderidae). **Nematology**, v. 20, n. 7, p. 671-702, 2018.
- SUBBOTIN, S. A. et al. **Systematics of Cyst Nematodes (Nematoda: Heteroderinae), Part A**. Leiden, The Netherlands: Brill. 2010.
- TAIZ, L. et al. Fisiologia e desenvolvimento vegetal. **Artmed Editora** Porto Alegre-RS. 2017.
- TAKAHASHI, L. M. et al. First report of *Colletotrichum gloeosporioides* on *Hylocereus megalanthus* in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, v. 3, n. 1, p. 96-97, 2008.
- TAYLOR, N.; ZAPPI, D. Additions and corrections to 'Cacti of Eastern Brazil'. **Bradleya**, v. 2018, n. 36, p. 2-21, 2018.
- TEL-ZUR, N. et al. Clone identification and genetic relationship among vine cacti from the genera *Hylocereus* and *Selenicereus* based on RAPD analysis. **Scientia Horticulturae**, v. 100, n. 1-4, p. 279-289, 2004.
- THAPA, S. et al. Embryogenesis in the parasitic nematode *Heterodera glycines* is independent of host-derived hatching stimulation. **BMC Developmental Biology**, v. 17, p. 1-11, 2017.
- THODEN, T. C. et al. Effects of pyrrolizidine alkaloids on the performance of plant-parasitic and free-living nematodes. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, v. 65, n. 7, p. 823-830, 2009a.
- THODEN, T. C. et al. Effects of plants containing pyrrolizidine alkaloids on the northern root-knot nematode *Meloidogyne hapla*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 123, p. 27-36, 2009b.
- TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. São Paulo: Funep, 372 p. 1993.
- TURNER, S. J.; SUBBOTIN, S. A. Cyst nematodes. In: **Plant nematology**. Wallingford UK: CABI, p. 109-143. 2013.
- USDA Phytosanitary Certificate Issuance and Tracking System, **Phytosanitary**

Export Database (PExD) Harmful Organisms Database Report. *Cactodera cacti*. 2023. Disponível em: <https://pcit.aphis.usda.gov/PExD/faces/ViewPExD.jsf>. Acesso em: 25 jan 2023.

VAIDYA, G. et al. SequenceMatrix: concatenation software for the fast assembly of multi-gene datasets with character set and codon information. **Cladistics**, v. 27, n. 2, p. 171-180, 2011.

VALENCIA-BOTÍN, A. J. et al. A brief overview on pitahaya (*Hylocereus* spp.) diseases. **Australasian Plant Pathology**, v. 42, n. 4, p.437-440, 2012.

WANG DONG et al. Morphological and molecular identification of cactus cyst nematode (*Cactodera cacti*). **Proceedings of the 2011 Annual Academic Meeting of the Chinese Society of Plant Pathology**, 2011.

WANG, K. H.; MCSORLEY, R. Management of nematodes and soil fertility with sunn hemp cover crop. **University of Florida IFAS Extension Publication No. ENY-717**, 2004.

WANG, K.-H. et al. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, vol. 32. p. 35-58, 2002.

WANG, K.-H. et al. Effect of *Crotalaria juncea* amendment on nematode communities in soil with different agricultural histories. **Journal of Nematology**, v. 35, n. 3, p. 294, 2003.

WANG, K.-H. et al. P. Suppression of *Rotylenchulus reniformis* by *Crotalaria juncea*, *Brassica napus*, and *Tagetes erecta*. **Nematropica**, v.31 p. 235-250, 2001.

WARNKE, S. A. et al. Effect of rotation crops on *Heterodera glycines* population density in a greenhouse screening study. **Journal of Nematology**, v. 38, n. 3, p. 391, 2006.

WINKELHEIDE, R.; STURHAN, D. Studies on host specificity of a *Pasteuria* isolate from *Heterodera goettingiana*. **Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land-und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem**, n. 317, p. 46-53, 1996.

WOUTS, W. M. Phylogenetic classification of the family Heteroderidae (Nematoda: Tylenchida). **Syst Parasitol.** v. 7,p. 295–328, 1985.

WOUTS, W. M.; BALDWIN, J. G. Taxonomy and identification. In: SHARMA, S. B. (Ed.). **The Cyst Nematodes**. [s.l.]: Springer, p. 1-30. 1998.

YANG, G. et al. Effects of tomato root exudates on *Meloidogyne incognita*. **PLoS One**, v. 11, n. 4, p. e0154675, 2016.

YEN, J. H. et al. Dormancy of *Heterodera glycines* in Missouri. **Journal of Nematology**, v. 27, n. 2, p. 153, 1995.

ZAPPI, D. et al. **Cactaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim

Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em:
<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB70>. Acesso em: 02 fev. 2023.

ZAPPI, D. et al. 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, p. 17-109. (Série Espécies Ameaçadas nº 24). 2011.

ZHAO, X. et al. Species-dependent effects of border cell and root tip exudates on nematode behavior. **Phytopathology**, v. 90, n. 11, p. 1239-1245, 2000.

APÊNDICE A – LEVANTAMENTO DE *Cactodera cacti* EM AMOSTRAS DE RAÍZES DE CACTÁCEAS E DE SOLO DE ALGUMAS DAS MICRORREGIÕES PRODUTORAS DO CEARÁ

O nematoide de cisto das cactáceas foi relatado infectando mandacaru (*Cereus jamacaru*) no Campus do Pici da Universidade Federal do Ceará (UFC), tendo a pitaiá (*Hylocereus costaricensis*) e a palma forrageira (*Opuntia ficus-indica*) como hospedeiras em potencial para esse patógeno.

Com o objetivo de investigar a ocorrência do nematoide *Cactodera cacti* no estado do Ceará, foram realizadas coletas de amostras de raízes e de solo em áreas de produção de cactáceas em diferentes localidades. As amostras foram provenientes de cinco municípios de três microrregiões do estado, conforme descrito abaixo:

Microrregião de Fortaleza:

- Aquiraz (3° 54' 9" S, 38° 23' 19" O)
- Fortaleza (3° 44' 48" S, 38° 34' 29" O)

Microrregião de Baturité:

- Aratuba (4° 25' 04" S, 39° 02' 42" O)
- Mulungu (4° 18' 20" S, 38° 59' 47" O)

Microrregião do Baixo Jaguaribe:

- Limoeiro do Norte (5° 08' 45" S, 38° 05' 52" O)

No Laboratório de Fitopatologia (CCA/UFC), as amostras de raízes e de solo foram processadas para extração de nematoides empregando-se a técnica de Coolen e D'Herde (1972) e o Método CS (CAFÉ e SANTOS, 2022).

Após a realização das extrações e observações das suspensões em microscópio estereoscópio, não foram encontrados exemplares de nenhuma das fases do nematoide de cisto das cactáceas nas amostras analisadas. Estes resultados sugerem que este fitonematoide ainda não está bem disseminado no estado. Estudos adicionais são necessários para investigar com maior precisão a dispersão desse fitonematoide em áreas de cultivo de cactáceas no Ceará.



Distribuição dos municípios de Aquiraz, Fortaleza, Aratuba, Mulungu e Limoeiro do Norte (marcador vermelho) no estado do Ceará com áreas de produção de cactáceas onde foram coletadas amostras de raízes e de solo.

Fonte: Anuário do Ceará 2024-2025 adaptado pelo autor.