



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

ROGÉRIO JUCÁ DOS SANTOS FILHO

SOLARIZAÇÃO DE SOLO INFESTADO COM CISTOS DO FITONEMATOIDE
***Cactodera cacti* EM SACOS PLÁSTICOS**

FORTALEZA

2022

ROGÉRIO JUCÁ DOS SANTOS FILHO

SOLARIZAÇÃO DE SOLO INFESTADO COM CISTOS DO FITONEMATOIDE
***Cactodera cacti* EM SACOS PLÁSTICOS**

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

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Carmem Dolores
Gonzaga Santos
Coorientador: MSc. Francisco Bruno da Silva
Café

FORTALEZA

2022

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)

S238s Santos Filho, Rogério Jucá dos.
Solarização de solo infestado com cistos do fitonematoide *Cactodera cacti* em sacos plásticos / Rogério Jucá dos Santos Filho. – 2022.
55 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2022.

Orientação: Profa. Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos.
Coorientação: Prof. Me. Francisco Bruno da Silva Café.

1. Cactaceae. 2. Heteroderidae. 3. Controle físico. I. Título.

CDD 630

ROGÉRIO JUCÁ DOS SANTOS FILHO

SOLARIZAÇÃO DE SOLO INFESTADO COM CISTOS DO FITONEMATOIDE
***Cactodera cacti* EM SACOS PLÁSTICOS**

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

Aprovada em: 07/02/2022

BANCA EXAMINADORA

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

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

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

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

A Deus.

Aos meus pais, Gláucia e Rogério.

Ao meu Irmão, Jhonatan.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por ser meu fiel companheiro e me ajudar nos momentos mais tempestuosos.

Aos meus pais Rogério e Gláucia, por nunca terem desistido de mim e por sempre me apoiarem desde o início. São meu alicerce e sempre me motivaram a seguir meus sonhos! Lembro perfeitamente do dia em que saiu a lista dos aprovados e do choque que foi ao ver meu nome ali, teve muito choro. Mas, graças a vocês e a Deus deu tudo certo!

Ao meu irmão, Jhonatan por todo suporte dado a mim.

À UFC por possibilitar minha graduação e pelo suporte ao meu projeto.

À profa. Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos, por ter confiado em mim, na minha capacidade. Sua orientação foi fantástica e tive muitos aprendizados graças a você! Parabéns pelo compromisso e dedicação. Realmente você nasceu para a docência!

Ao meu coorientador MSc. Francisco Bruno da Silva Café por todas as orientações, dicas e conversas que me enriqueceram profissionalmente. Grato também por todo suporte dado a mim neste projeto! Desejo sucesso ao futuro professor.

Ao meu tio, Rodrigo Jucá, por todo apoio dado a mim, principalmente no início do curso.

Ao professor participante da banca examinadora Dr. Márcio Cleber Medeiros Corrêa pelo tempo, pelas valiosas colaborações, por ter cedido os cladódios de pitaya para que eu pudesse realizar esse projeto.

Às minhas amigas que eu conheci na graduação e levo para a vida, Brenda Marques e Bruna Alves pelo enorme apoio dado a mim durante essa etapa árdua da graduação. Nossas brincadeiras, nossos nervosismos pré-prova e seminários, nossas conversas paralelas, nossos "achismos" de questões... No fundo creio que suportamos certas situações por conta dessas interações. OBRIGADO!

Às minhas grandes amigas Natasha Gonçalves, Regiane Lima e Vitoria Estefane por todo companheirismo no início do semestre. A ajuda de vocês foi fundamental para que eu chegasse até aqui. Embora, o destino tenha nos separado saibam que torço pela vitória de vocês! Era sagrado nos reunirmos em frente ao Centro de Tecnologia e sentarmos em cadeiras estragadas para estudar, conversar, discutir... Nossa, quantas lembranças boas!

A todos que ajudaram no meu projeto e sempre estão presentes na casa de vegetação de número 03, Isabelle Abreu, Pâmela e Arthur. Gratidão imensa!

A todos os meus amigos que eu conheci na graduação, e me ajudaram muito, Felipe, Ronaldo, Luiz Felipe, Valeria, Mariana, Hallisson, Igor, Diana, Carolina, Ingrid, Vitoria, Fernanda, Geny, Aurinete, etc. Vocês foram demais.

À Daniele Carneiro, pelo auxílio nas listas de química analítica em 2016. Sua ajuda foi fundamental para minha aprovação direta.

À professora Dra. Cláudia Miranda Martins, por ter sido a primeira professora a acreditar na minha capacidade e me aceitar como membro do Laboratório de Microbiologia Ambiental.

À professora Renata Gomes que sempre acreditou em mim e me motivou a não desistir dessa graduação. O seu “não desista” falado próximo ao meu ouvido durante um abraço ecoa em mim até hoje. Obrigado!

Ao professor Robério Barbosa pela indicação de curso e todo ensinamento!

A todos os meus colegas e amigos do cursinho, vocês foram fundamentais nessa caminhada.

À minha família pelo suporte dado a mim.

Aos colegas e amigos do meu tempo de colegial, nossas altas aventuras foram incríveis e base para a conclusão dessa etapa.

A todos os meus amigos de antigamente.

A todos os colegas e amigos do Laboratório de Microbiologia Ambiental por todo apoio e ensinamento.

A todos os professores do ensino fundamental, médio, cursinho e graduação por todo ensinamento dado a mim.

Aos pets Maria Mellody (cadelinha) e 3 calopsitas, que me ensinaram o que é companheirismo e por estarem comigo na maioria dos momentos bons e maus e serem muito valiosos para mim e minha família.

À Joici Rodrigues do canal ler até amanhecer, pelos seus vídeos serem minha companhia durante as realizações das práticas necessárias.

À Dona Nair e Adriana mentirosa do canal Salles & Salles por terem me feito companhia durante as realizações das práticas necessárias.

A todos que direta ou indiretamente me ajudaram nessa caminhada! A todos o meu muito obrigado!

“O trabalho não está de forma alguma concluído. Vamos procurar a fronteira entre o sistema solar e o meio interestelar, e então viajaremos para sempre no escuro entre as estrelas.”

Carl Sagan

RESUMO

A cultura da pitaya (*Hylocereus costaricensis*) é uma cultura afetada por diversas pragas e doenças causadas por fungos, bactérias, nematoides e vírus. Dentre os principais fitonematoides que atacam a cultura está o nematoide do cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, um heteroderídeo encontrado pela primeira vez no Brasil no estado do Ceará em 2016 e que pode comprometer a produção da frutífera nas regiões produtoras. Em virtude disso, foi realizado um ensaio com solarização de solo infestado com cistos de *C. cacti* em sacos plásticos para investigar a ação do calor sobre os cistos desse nematoide. A metodologia empregada foi a colocação de 2 kg de solo infestado com 50 cistos do *C. cacti* em sacos plásticos de cor preta e em sacos plásticos transparentes, os quais foram fechados com barbante e expostos ao sol por 5, 9, 13 e 17 dias em área experimental do setor de Horticultura CCA. O delineamento utilizado foi um DIC e foram realizados 04 tratamentos em esquema fatorial (5, 9, 13, 17 dias de exposição ao sol x dois tipos de saco plástico, preto e transparente) e 04 repetições. Sacos pretos e transparentes contendo solo e cistos foram deixados em área sombreada de casa de vegetação, como testemunhas. A aferição da temperatura foi realizada com geotermômetro digital 5 vezes por dia, nos horários de 09, 11, 13, 15 e 17 horas, em dias alternados num total de 45 leituras. Ao término de cada tratamento, o solo solarizado proveniente de 04 sacos pretos e de 04 sacos transparentes foi vertido em vasos de 2 kg, sendo utilizado para o transplante de mudas de pitayas sadias enraizadas. As plantas permaneceram em condições de casa de vegetação por 40 dias mediante irrigações. Decorrido esse tempo, as plantas foram retiradas dos vasos para avaliação da infestação nas raízes, investigando-se a presença, o número e o aspecto de cistos, fêmeas, juvenis e ovos do fitonematoide. O mesmo procedimento foi realizado com as pitayas plantadas no solo dos 04 sacos pretos e dos 04 sacos transparentes que permaneceram na sombra. Ao final da avaliação das 40 plantas feitas em laboratório com exame das raízes e do solo, verificou-se que, em comparação com a testemunha, a solarização em ambos os tipos de sacos foi efetiva na redução da população do fitonematoide. O efeito nocivo sobre o patógeno, porém, foi maior nos sacos transparentes, cujas temperaturas acima de 40°C ocorreram por um maior número de horas/dia que nos sacos pretos, resultando na redução da população de nematoides em 87,70%, 90,98%, 91,28% e 100% para os tempos de 5, 9, 13 e 17 dias, respectivamente, de exposição ao sol. No mesmo número de dias estudados, a redução da população de *C. cacti* nos sacos pretos foi de 80,16%, 89,48%, 91,58% e 97,60%, respectivamente.

Palavras-chave: Cactaceae; Heteroderidae; Controle físico.

ABSTRACT

The culture of pitaya (*Hylocereus costaricensis*) is a culture affected by various pests and diseases caused by fungi, bacteria, nematodes, and viruses. Among the main phytonematodes that attack the crop is the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, a heteroderid found for the first time in Brazil in the state of Ceará in 2016 and that can compromise the production of the fruit in the producing regions. As a result, an experiment was carried out with solarization of soil infested with *C. cacti* cysts in plastic bags to investigate the action of heat on the cysts of this nematode. The methodology used was to place 2 kg of soil infested with 50 *C. cacti* cysts in black plastic bags and in transparent plastic bags, which were closed with string and left for 5, 9, 13, and 17 days exposed to the sun in an experimental area of the Horticulture sector at CCA. The design used was a DIC and 04 treatments were performed in a factorial scheme (5, 9, 13, 17 days in the sun x two types of plastic bag, black and transparent) and 04 replications. Black and transparent bags containing soil and cysts were left in a shaded area of the greenhouse, as controls. Temperature measurement was performed 5 times a day, at 9 am, 11 am, 1 pm, 3 pm, and 5 pm, on alternate days, in a total of 45 readings with a digital geothermometer. At the end of each treatment, the solarized soil from 04 black bags and 04 transparent bags was poured into 2 kg pots, being used to transplant healthy rooted pitaya seedlings. The plants remained in greenhouse conditions for 40 days under irrigation. After this time, the plants were removed from the pots to evaluate the infestation in the roots, investigating the presence, number, and appearance of cysts, females, juveniles, and eggs of the phytonematode. The same procedure was performed with pitayas planted in the soil of the 04 black bags and the 04 transparent bags that remained in the shade. At the end of the evaluation of the 40 plants made in the laboratory with the examination of the roots and soil, it was found that, in comparison with the control, solarization in both types of bags was effective in reducing the population of the nematode. The harmful effect on the pathogen, however, was greater in the transparent bags, whose temperatures above 40°C occurred for a greater number of hours/day than in the black bags, resulting in a reduction of the nematode population by 87.70%, 90.98 %, 91.28% and 100% for times of 5, 9, 13 and 17 days, respectively, of exposure to the sun. In the same number of days studied, the reduction in the population of *C. cacti* in the black bags was 80.16%, 89.48%, 91.58%, and 97.60%, respectively.

Keywords: Cactaceae; Heteroderidae; physical control.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Área de cultivo de pitayas pertencente ao setor de horticultura da Universidade Federal do Ceará.....	28
Figura 2 - Cládodios de pitaya <i>Hylocereus costaricensis</i> para enraizamento.	29
Figura 3 - Cistos de <i>C. cacti</i> vistos em microscópio estereoscópio para separação em microtubos.	31
Figura 4 - Preparo do solo utilizado: A: Processo de uniformização do composto com solo; B: Processo de pesagem do solo uniformizado nos sacos plásticos.	32
Figura 5 - Infestação dos sacos plásticos com 50 cistos do fitonematoide.....	32
Figura 6 - Visão geral do experimento: A) Experimento em campo; B) Detalhe dos sacos; C) Sacos na sombra em casa de vegetação (testemunha).....	33
Figura 7 - Aferição das temperaturas: A) Visão geral em uma das aferições; B) Detalhe do geotermômetro Soil Control durante a aferição de temperatura.....	34
Figura 8 - Transplântio da muda de pitaya	34
Figura 9 - Bancada com as pitayas transplantadas no solo após os cinco tratamentos	35
Figura 10 - Plantas de pitaya utilizadas no ensaio e retiradas 40 dias após o transplântio.....	40
Figura 11 - Fases de <i>Cactodera cacti</i> visualizados em microscópio: A) Fêmea jovem; B) Cisto de coloração bege; C) Cisto de coloração caramelo; D) Cisto de coloração marrom; E) J2.....	41
Figura 12 - Formas observadas para T2: A) Cisto de <i>Cactodera cacti</i> visto em microscópio ótico; B) Cisto pressionado para observação de J2 e ovos	42
Figura 13 - Cistos de <i>Cactodera cacti</i> dos tratamentos com 9 e 13 dias de solatização: A) Cisto contendo J2 ressecados (detalhe); B) J2 deformado; C) Cistos abertos e vazios.....	42
Figura 14 - Único cisto de <i>Cactodera cacti</i> encontrado no tratamento com solo solarizado por 17 dias em sacos transparentes apresentando J2 retorcidos (mortos) após ser pressionado.....	43

LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 1** - Comparação geral de todas as temperaturas alcançadas em solo contido em sacos transparentes e pretos expostos ao sol, à sombra e da temperatura ambiente38
- Gráfico 2** - Análise de regressão indicando o efeito da solarização em solo contido em sacos transparentes e sacos pretos após 5, 9, 13 e 17 dias de exposição ao sol sobre o número de cistos do *Cactodera cacti* em pitaya.....44

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Temperaturas registradas no solo contido em sacos plásticos expostos ao sol, à sombra e da temperatura ambiente no período de 18 de novembro a 04 de dezembro de 2021	36
Tabela 2 - Estimativa do tempo de exposição, em horas, em que a temperatura foi acima de 40°C e de 50°C nos nove dias avaliados.....	39
Tabela 3 - Número médio de cistos de <i>Cactodera cacti</i> obtidos a partir do solo e de raízes de pitayas resultante da interação dos tipos de saco plástico e o tempo de exposição ao sol	43

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

J1	Juvenil de primeiro estádio
J2	Juvenil de segundo estádio
J3	Juvenil de terceiro estádio
J4	Juvenil de quarto estádio

SUMÁRIO

1 - INTRODUÇÃO	16
2 - REVISÃO DE LITERATURA	18
2.1 - A cultura da pitaya	18
2.1.2 - <i>Pitaya no Brasil</i>	19
2.1.3 - <i>Doenças que afetam a pitaya</i>	20
2.2 - Fitonematoides	20
2.2.1 - <i>Família Heteroderidae</i>	22
2.2.2 - <i>O gênero Cactodera</i>	22
2.3 - Controle de Fitonematoides	24
2.3.1 - Controle de físico	25
2.3.1.1 - Autoclave	26
2.3.1.2 - Coletor solar	26
2.3.1.3 - Solarização em campo.....	26
2.3.5.4 - Solarização em sacos plásticos.....	27
3 - MATERIAL E MÉTODOS	28
3.1 - Aquisição dos cladódios	28
3.2 - Peneiramento e autoclavagem do solo e composto	29
3.3 - Plantio dos cladódios	29
3.4 - Extração dos cistos	29
3.5 - Separação dos cistos	30
3.6 - Preenchimento dos sacos e infestação do solo	31
3.7 - Instalação do experimento e aferição de temperatura	31
3.8 - Transplântio de mudas para o solo solarizado	34
3.9 - Avaliação do efeito dos tratamentos sobre o nematoide	35
3.10 - Análise de dados	35
4 - RESULTADOS E DISCUSSÃO	36
5 - CONCLUSÃO	46
REFERÊNCIAS	47
ANEXO A: GRÁFICOS DE TEMPERATURAS AFERIDAS NO DECORRER DO EXPERIMENTO	55

1. INTRODUÇÃO

As cactáceas estão presentes praticamente em todas as regiões do Brasil, mas predominam em ambientes semiáridos e em solos mais pedregosos, sendo distribuídas em 127 gêneros e 1.500 espécies (BRAVO FILHO et al., 2018). Isso se deve ao grande número de mecanismos adaptativos que possuem, dispondo de características evolutivas favoráveis a manutenção da espécie nos diferentes climas existentes (ARRUDA, 2010).

As cactáceas são utilizadas, principalmente, como forrageiras, plantas medicinais e alimentícias (OLIVEIRA, 1996; ANDRADE et al., 2006; DAMASCENO et al., 2010). Na caatinga 44 espécies são endêmicas, ou seja, ocorrem somente no bioma caatinga (TAYLOR et al., 2021). Como exemplo de espécies endêmicas no Brasil pode-se citar o mandacaru (*Cereus jamacaru* DC. subsp. *jamacaru*), xique-xique (*Pilosocereus gounellei* (F.A.C. Weber) Byles & G.D. Rowley subsp. *gounellei*), coroa-de-frade (*Melocactus zehntneri* (Britton & Rose) Luetzelb.) e facheiro (*Pilosocereus pachycladus* F. Ritter subsp. *pernambucoensis* (F. Ritter) Zappi), que possuem inúmeras utilizações que vai desde a alimentação animal, o uso ornamental, religioso e medicinal (TAYLOR et al., 2015).

Barthlott (1983) afirma que 10% das cactáceas são epífitas, pertencendo a subfamília Cactoideae, que engloba dois grupos naturais, sendo esses Rhipsalinae e Hylocereinae. Segundo Andrade et al (2007), o gênero *Hylocereus* (pertencente ao grupo Hylocereinae) é bem aceito no mercado e possui como espécies de pitayas a *Hylocereus costaricensis* (Web) Britton & Rose., a *H. undatus* (Haworth) Britton & Rose ex Britton e a *H. megalanthus* (K. Schum. Ex Vaupel) Moran, sendo que a *H. costaricensis*, sob visão comercial, é a espécie quemais se destaca no mercado.

A cultura da pitaya tem apresentado um crescimento muito significativo no mercado e cada vez mais os consumidores conhecem seus frutos e o utilizam para diversos fins (PERWEEN et al., 2018). Mas, como qualquer outra cultura utilizada para alimentação, ou não, está sujeita a uma série de pragas e doenças. Como exemplo das principais pragas pode-se citar as formigas dos gêneros *Atta* e *Solenopsis*, a mosca das frutas (*Anastrepha* spp. e *Ceratitis capitata*), a arapuá (*Trigona spinipes*) e o percevejo das patas laminadas (*Leptoglossus phyllopus*). Como exemplos de doenças fúngicas tem-se a antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*), a murcha (*Fusarium oxysporum*), a podridão do caule (*F. semitectum*, *F. oxysporum* e *F. moniliforme*), a podridão do fruto e cladódio (*Bipolariscactivora*), manchas nos frutos (*Alternaria alternata*). Além destas doenças, ocorre na pitayao apodrecimento do caule causado pela *Xanthomonas campestris* e o mosaico do caule,

provocado pelo vírus *Cactus virus X* (CVX) (LIOU et al., 2001; HAWA et al., 2010; DELGADO et al., 2010; PIERANGELI, 2019). Como fitonematoides importantes para a pitaya tem-se os gêneros *Meloidogyne*, *Tylenchulus*, *Pratylenchus*, *Aphelenchus* e a espécie *Cactodera cacti* (PIEDRAHITA, et al., 2012; CAFÉ, 2019), único heteroderídeo relatado na cultura.

Os heteroderídeos são membros da família Heteroderidae, a qual possui várias importantes espécies afetando culturas em todo o mundo. Sua principal característica é a formação de estruturas de resistência, os cistos, que sobrevivem anos no solo sem hospedeiras (CARES; BALDWIN, 1995). A espécie *C. cacti*, o nematoide das cactáceas, foi encontrada pela primeira vez no Ceará em 2016, associado a mandacaru (*Cereus jamacaru* DC) (REBOUÇAS, 2017). Outros heteroderídeos presentes no Brasil, são o *Heterodera glycines*, que afeta a soja e outras fabáceas e o *H. fici* que ocorre em figueiras (MONTEIRO, et al. 1977; MENDES e DICKSON, 1993).

Ainda não há dados relativos às perdas que este fitonematoide pode ocasionar nas cactáceas afetadas, porém, segundo Café (2019), cada cisto do patógeno pode conter de 100 a 150 indivíduos juvenis, os quais podem iniciar uma infecção na planta e originar vários novos cistos em 20 a 25 dias. Assim, cuidados são necessários para que não haja introdução do nematoide na área por meio de mudas, como também é necessária a adoção de métodos de controle que inviabilizem esses cistos do solo, como forma de prevenção de sua disseminação em áreas com cactáceas (FERRAZ, BROWN, 2016).

O controle de fitopatógenos não é uma tarefa fácil, já que após a entrada em uma área dificilmente sua população será totalmente eliminada. Na prática, o que acontece é uma diminuição na população a ponto de a cultura de interesse comercial não sentir os efeitos ou pelo menos estes não serem refletidos na produtividade. Um leque de métodos de controles pode ser citado, sendo biológicos, físicos, culturais e químicos (FERRAZ et al., 2010). A solarização é um tipo de controle físico de alta eficiência, fácil de ser aplicado e com ótimo custo-benefício (FERRAZ et al., 2010). Considerando a carência de estudos relatando métodos de controle de heteroderídeos pela erradicação dos cistos desses fitonematoides do solo, tornou-se objetivo deste estudo investigar o efeito da solarização sobre cistos do *C. cacti* empregando sacos plásticos pretos e transparentes no campo.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A cultura da pitaya

A cultura da pitaya cada vez mais tem demonstrado ser aceita pelos consumidores e isso ocorre em virtude do seu sabor adocicado e agradável. Sua aparência também é um aspecto que chama muito a atenção, principalmente pela tonalidade variada da casca, possuindo tonalidades amareladas e avermelhadas e pelas brácteas presentes na maioria das espécies, razão pela qual se conhece por fruta-dragão (Dragon Fruit), em vários países, por lembrar escamas de dragão (LONE et al., 2020).

Acredita-se que seu centro de origem esteja localizado no México. Há relato que os primeiros índios americanos, sendo maioria mexicanos, utilizavam a espécie para alimentação humana e animal e ainda a utilizavam para princípios fitoterápicos, como por exemplo para tratar doenças e deficiências alimentares, como a infecção intestinal. Contudo, como eram considerados pobres, o fruto acabou tendo sua venda dificultada (NUNES et al, 2014).

O fruto da pitaya tem ótimos teores de vitaminas do complexo B (B1, B2, B3), de vitamina C, nitrogênio, potássio, zinco e manganês, além disso previne o envelhecimento precoce por serem ricas em antioxidantes, tratam problemas cardiovasculares e melhoram a flora intestinal (PERWEEN et al., 2018; CORDEIRO et al., 2015).

Comercialmente, por se tratar de uma fruta exótica não convencional de introdução mais atual, seu preço tende a ser mais valorizado, principalmente pela possibilidade de se obter mais renda por área cultivada (SEBRAE, 2017).

Sua rusticidade, que facilita o manejo, e o preço agregado ao fruto faz dela uma cultura cultivada em diversos países asiáticos, americanos e em Israel. Relatando dados produtivos, os maiores países produtores são Vietnã, China, Indonésia, Taiwan, Malásia, Nicarágua, México Myanmar e Brasil. Os maiores importadores da cultura são Estados Unidos, Alemanha, França, Holanda, Rússia, Reino Unido e Canadá. (MERCADO-SILVA, 2018; IBGE, 2019).

Morfologicamente, seu caule é denominado de cladódio, com a presença de espinhos que podem chegar a 4 mm de comprimento, sendo capazes de fotossintetizar e armazenar reservas energéticas e água. Além disso, possuem ceras que acabam por diminuir a perda de água e os seus estômatos se abrem a noite. Esse conjunto de atributos fazem da pitaya uma cultura capaz de resistir a longos períodos de seca. Suas raízes são adventícias e possuem a

função principal de fixar a planta (CANTO et al., 1993; MARENCO; LOPES, 2011; SANTOS et al., 2013)

A pitaya é classificada em quatro gêneros diferentes: *Cereus*, *Hylocereus*, *Selenicereus* e *Stenocereus*. Os dois gêneros mais importantes comercialmente são *Hylocereus* e *Selenicereus* (MOREIRA et. al., 2012; MACHADO, 2019).

A cor da casca e da polpa são levadas em consideração para a classificação da espécie, sendo os destaques comerciais a *H. costaricensis*, pitaya de casca vermelha compolpa vermelha, a *H. undatus*, pitaya de casca vermelha e polpa branca e a *H. megalanthus*, pitaya de casca amarela com polpa branca (MOREIRA et. al., 2012). Segundo Rezende et al. (2017), a pitaya vermelha da polpa branca é a que está mais presente no país, mas perde em qualidade para a pitaya da casca amarela, que mesmo sendo pouco produzida no país acaba tendo melhor qualidade (TODAFRUTA, 2019).

Seu fruto é uma baga, possuindo um formato globoso a sub-globoso, com coloração quando não madura esverdeada e ao amadurecer ocorre a mudança de tonalidade da casca para cores avermelhada ou amarelada. A polpa pode ser de coloração vermelha ou branca, com inúmeras sementes comestíveis (NUNES et al., 2014).

2.1.2 Pitaya no Brasil

No Brasil, os estados de Santa Catarina, Pará, São Paulo, Rio Grande do Sul, Mato Grosso e Bahia são destaques no aumento da expansão da cultura no mercado. Em 2017, o país produziu 1.493,19 toneladas e a grande concentração da produção da cultura está no Sudeste, que compreende 54,42% da produção nacional, seguido do Sul (33,62%), Norte (10,52%), Centro-oeste (0,83%) e por último Nordeste (0,61%). O Ceará tem investido em novas culturas agrícolas e a pitaya é uma delas, fator influenciado pela grande escassez hídrica vivida nos últimos anos. No mercado interno e externo, seu fruto possui um valor expressivo (CAJAZEIRAS, 2016).

Ainda segundo o Censo Agropecuário de 2017, o valor da produção foi estimado em 9,1 milhões e 536 hectares de área colhida. Os dados do IBGE (2017), ainda indicam a presença de 13.664.748 estabelecimentos agropecuários no Brasil, sendo que apenas 0,02% desses estabelecimentos são responsáveis pela produção da fruta no Brasil, gerando diminuição da oferta interna e cada vez mais a importação surge para tentar suprir essa diminuição, causando aumento considerável nos preços e dificultando a compra para a grande maioria da população.

2.1.3 Doenças que afetam a pitaya

O número de doenças é bem extenso e mais de 30 fitopatógenos são citados, dentre eles *C. gloeosporioides* (antracnose), *F. oxysporum* (murcha), *F. semitecnum*, *F. oxysporum* e *F. moniliforme* (podridão do caule), *B. cactivora* (podridão), *A. alternata* (manchas), *X. campestris* (bacteriose) e *Cactus virus X* (CVX), causador do amarelecimento presente em caules de *H. megalanthus*. (LIOU et al., 2001; HAWA; et al., 2010; DELGADO et al., 2010; PIERANGELI, 2019).

2.2 Fitonematoides

Os nematoides são organismos tubulares, aquáticos, com corpo filiforme, tendo então o formato de fio (FERRAZ, BROWN, 2016). Podem ser encontrados nos mais diversos ambientes, mas como são seres que precisam de um filme de água para sobreviver, os ambientes úmidos são os mais favoráveis. Os nematoides capazes de parasitar as plantas são denominados de fitonematoides, os quais podem viver parte de seu ciclo no solo. Seu parasitismo, comumente, ocorre em estruturas subterrâneas das plantas (caules, bulbos, rizomas, etc.), mas há diversos fitonematoides que podem parasitar a parte aérea da planta, como o caule e as folhas (AMORIM, et al. 2011).

O parasitismo ocorre pela ação espoliadora do nematoide, que desvia para si os nutrientes da planta. Isso ocorre pela atividade de seu estilete, estrutura presente somente em fitonematoides, responsável pelas sucessivas estocadas no ovo para a eclosão do juvenil infestante como também para a penetração do indivíduo nos órgãos vegetais parasitados. Durante a alimentação na célula vegetal, o fitonematoide perfura a célula com o estilete e injeta enzimas, produtos das glândulas esofagianas, que liquefazem o conteúdo citoplasmático (“pré-digestão”). Em seguida, ocorre a ingestão do fluido que passa pelo estreito canal do estilete, percorre o esôfago e segue para o intestino (FERRAZ, BROWN, 2016). Ainda podem atuar na célula hospedeira pela ação traumática, devido a movimentação do fitonematoide na hospedeira (AGRIOS, 2005).

São capazes de gerar grandes prejuízos para as plantas, que acabam tendo desordens hormonais e nutricionais e isso resulta em perdas. De maneira geral, a sintomatologia expressa pelas culturas afetadas é a de clorose, amarelecimento, subdesenvolvimento e

murcha, dificultando muito o diagnóstico correto, pois inúmeros patógenos são capazes de ocasionar a mesma sintomatologia. As deficiências nutricionais também podem causar esses sintomas e quase sempre é feita uma adubação para corrigir a falta de nutrientes. Porém, somente quando a planta não consegue se recuperar é que se supõe ser alguma doença. (TIHOHOD, 1993; AGRIOS, 2005; FERRAZ, BROWN, 2016). Segundo Machado (2015), as perdas anuais são estimadas em 100 bilhões de dólares em todo o mundo.

Existem quatro modalidades de parasitismo, que varia de acordo com o hábito alimentar, sendo elas: endoparasita migrador, endoparasita sedentário, ectoparasita migrador e ectoparasita sedentário. O endoparasita penetra totalmente no tecido vegetal, enquanto o ectoparasita introduz somente sua região anterior na área parasitada. Os migradores podem se deslocar do tecido e até mesmo deixar a raiz, enquanto os sedentários perdem a capacidade de locomoção, pois tornam-se globosos. Somente as fêmeas se toram globosas, sendo os machos indivíduos migradores. Há ainda os semiendoparasitas, que são aqueles que em estágios mais avançados de alimentação expandem seu corpo e a região expandida acaba ficando fora da raiz (FERRAZ, BROWN, 2016).

Na maioria dos fitonematoides, a reprodução ocorre por anfimixia (sexuada) havendo equilíbrio entre o número de machos e fêmeas. Outra forma de reprodução é a partenogênese, ocorrendo o desenvolvimento do ovo sem que este precise ser fertilizado, e mais raramente o hermafroditismo. É muito mais vantajosa a reprodução sexuada, pela variabilidade genética e ocorrência de mutações que podem, por exemplo, originar indivíduos mais resistentes a determinado nematicida (AGRIOS, 2005; FERRAZ, BROWN, 2016).

O ciclo biológico, de maneira geral, ocorre em seis fases: ovo, juvenil de primeiro estágio (J1), juvenil de segundo estágio (J2), juvenil de terceiro estágio (J3), juvenil de quarto estágio (J4) e adulto. O J1 é formado no ovo e alimenta-se de reservas lipídicas e proteicas contidas no ovo. Em seguida, ocorre a primeira troca de cutícula (ecdise) originando o indivíduo J2. Esta é a fase que eclode do ovo, também chamada fase infestante. Após o J2 penetrar na planta e se alimentar, passa pela segunda ecdise originando o J3, e pela terceira ecdise surgindo o J4, última fase juvenil, já estando diferenciado em macho ou fêmea, pelos primórdios genitais, desde J3. Por fim, sofre a última ecdise originando o adulto. É importante mencionar que o ciclo de vida é afetado pela temperatura, as quais quando mais próximas a 30°C proporcionam um ciclo mais rápido e quando mais baixas tendem a aumentar a duração dos ciclos (FERRAZ, BROWN, 2016; TIHOHOD, 1993).

Os fitonematoides que afetam a cultura da pitaya são dos gêneros *Meloidogyne* e *Cactodera*, com ênfase a espécie *C. cacti*, relatada pela primeira vez associado a mandacaru (CAFÉ, et al, 2021).

2.2.1 Família Heteroderidae

A família Heteroderidae possui várias importantes espécies afetando culturas em todo o mundo. A principal característica da maioria de seus gêneros é a formação de estruturas de resistência denominadas os cistos, que sobrevivem anos no solo sem a presença da planta hospedeiras (CARES; BALDWIN, 1995). Destacam-se no Brasil, os gêneros *Heterodera* e *Cactodera* (MENDES, DICKSON, 1993; CAFÉ, 2021).

O gênero *Heterodera*, subfamília Heteroderinae, é um dos principais gêneros causadores de prejuízos nas culturas, principalmente na soja e isso em virtude de mecanismos de sobrevivência e alimentação robustos e bem adaptados (FERRAZ, BROWN, 2016). No Brasil ocorrem as espécies *H. glycines* e a *H. fici*, sendo que esta segunda tem por hospedeiras várias espécies da figueira, *Ficus* spp. A *H. glycines*, pode afetar a família Fabaceae, e os gêneros *Geranium* e *Papaver*, além de algumas plantas espontâneas. É considerado o principal parasita da família Heteroderidae (TIHOHOD, 1993; CARES, BALDWIN, 1995; FERRAZ, BROWN, 2016). No Brasil, os primeiros relatos de culturas afetadas por *H. glycines* surgiram na safra de 1991/1992 em Goiás, Mato Grosso, Mato grosso do Sul e Minas Gerais, posteriormente sendo registrado em outras regiões do Brasil (MENDES, DICKSON, 1993).

2.2.2 O gênero *Cactodera*

O gênero *Cactodera* está presente em todo mundo. Há relatos da espécie *C. chenopodiae* ocorrendo na China (FENG et al., 2018), *C. estonica* na Índia (SARANYA et al, 2017) e *C. milleri* nos Estados Unidos (SKANTAR et al., 2021). Ao todo, há pelo menos 17 espécies descritas até o momento. Assim como ocorre no gênero *Heterodera*, as espécies de *Cactodera* são também formadores de cistos (EVANS e ROWE, 1998).

Historicamente, *C. cacti* foi detectado pela primeira vez em raízes de *Phyllocactus akkermanni* Hayworth e de *Cereus speciosa* Watkins, mas em virtude de também formar cistos o fitonematoide acabou sendo classificado como uma raça de *Heterodera schachtii* que atacava as cactáceas (GOFFART, 1936). Porém, com o avanço dos estudos verificaram-se

diferenças morfológicas, como cone vulvar reduzido e ausência de massa de ovos. Logo em 1978 originou-se o novo gênero *Cactodera*, sendo a primeira espécie a *C. cacti* (EVANS e ROWE, 1998; STONE, 1985).

Morfologicamente, os cistos de *C. cacti* possuem forma oval oblonga e o cone vulvar reduzido. A fêmea pode possuir o formato quase esférico, com a presença de cone vulvar sutil e uma projeção vulvar ligeiramente para fora. Na vulva há dentículos que, juntamente a sua pequena abertura, impedem a passagem de ovos para fora, ficando todos os ovos armazenados no corpo da fêmea, que dará origem ao cisto, estrutura de resistência que pode preservar os ovos por vários anos (STONE, 1985; CORDERO et al, 1991). A coloração dos cistos dos heteroderídeos formadores de cistos, altera com o passar do tempo, evoluindo de bege claro para marrom, cujo termo apropriado é *tanning*, que significa bronzeamento (CARES; BALDWIN, 1995).

Um relato de *C. cacti* no Brasil foi feito no ano de 2001 em Jundiaí, São Paulo, em cactáceas ornamentais distribuídas vasos. Posteriormente, foi relatado associado a flor-de-maio (*Schlumbergera* sp.) também em vasos no estado de São Paulo (SANTOS, et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2007). Em ambos os casos, não houve descrição morfológica ou molecular da espécie presente. O primeiro registro no Brasil da ocorrência do nematoide das cactáceas em condições naturais, ou seja, em campo, foi feito no estado Ceará em 2016 associado a mandacaru (REBOUÇAS, 2017), a partir de estudo de características morfológicas que confirmaram tratar-se de *C. cacti*. Posteriormente, foi realizada também a caracterização morfométrica e molecular do nematoide (CAFÉ, et al, 2021).

A sintomatologia apresentada pela cultura afetada por *C. cacti* é muito similar à infecção causada por outros fitopatógenos observando-se na planta sintomas de clorose, subdesenvolvimento da raiz e da parte aérea, caule amarelado e murcha. De maneira geral, é interessante sempre o exame das raízes junto a análises de solo para verificar o que está causando esses sintomas. Em alguns casos, pode-se verificar atraso no florescimento e dependendo do estágio de desenvolvimento da planta e da população de fitonematoide presente, a planta pode até mesmo morrer (ESSER, 1992; CHO et. al., 1995).

O ciclo de vida desse parasita tem a sequência e duração similares ao ciclo de vida dos outros fitonematoídeos. Em um recente estudo feito por Café (2019) em pitaya inoculada com juvenis de *C. cacti*, o autor observou o surgimento de fêmeas com ovos na raiz aos 18 dias e de cistos aos 24 dias após a inoculação. Cada cisto continha, em média, 143 ovos, que permanecem viáveis sem hospedeira por pelo menos 180 dias. Também, foi relatado pelo autor que o patógeno afetou apenas cactáceas, possuindo um fator de reprodução (FR=

população final/ população inicial) variando de 2,3 a 13,98, sendo a pitaya vermelha (*H. costaricensis*) uma excelente hospedeira para esse fitonematoide.

2.3 Controle de fitonematoídes

O controle de fitonematoídes engloba uma série de medidas fundamentadas nos princípios de Whetzel, e um conceito importante de ser lembrado é o triângulo da doença, onde temos hospedeiro suscetível, ambiente favorável e patógeno virulento interagindo. Caso algum fator desse triângulo seja removido, a doença não ocorrerá e os controles atuam favorecendo a quebra de uma ou mais partes deste triângulo (CAROLLO, 2016).

É de suma importância a adoção sempre do princípio da exclusão, pois determinados patógenos, após entrarem numa área, evoluíram de forma favorável e acabaram sendo praticamente impossíveis de serem eliminados completamente, como foi o caso do nematoíde do cisto da soja (FREIRE et al., 2017).

Um dos principais fatores que dificultam o controle de nematoídes em comparação a outras pragas agrícolas é o fato deles habitarem inicialmente o solo e serem capazes de atacar a parte subterrânea das culturas, dificultando a visualização pelo produtor, não possibilitando medidas de controle ainda no início (STIRLING, 1991).

O controle biológico engloba uma série de medidas visando a eliminação de patógenos por meio de microrganismos vivos. Surgiu visando a diminuição da aplicação de produtos químicos, pois, ao longo do tempo, alguns tiveram sua aplicação feita de maneira incorreta gerando inúmeros problemas para o controle de patógenos (MACHADO et al., 2012). Os antagonistas ao patógeno podem atuar na diminuição da população e equilíbrio da microbiota do solo. Podem ainda ser classificados com base no mecanismo de atuação, sendo endoparasitas, parasita de ovos e predadores (PADILHA, SAMUELL, 2000). As bactérias possuem enorme potencial para controle de patógenos, pois podem invadir o tecido dos nematoídes e modificar o ambiente da rizosfera, afetando-os direta ou indiretamente. Vários estudos foram feitos para a verificação de possíveis bactérias capazes de colonizar os tecidos da planta e dessa forma controlar o patógeno quando este já estiver presente (PIMENTA, CARNEIRO, 2005; FEDERICI et al., 2007; FEDERICI et al., 2010). Dessa forma, podem atuar como parasitas, podendo ainda produzir antibióticos, induzir resistência a planta, dificultar a interação da planta com o patógeno e produzir enzimas e toxinas (MANKAU 1980; STIRLING 1991; SIDDIQUI, MAHMOOD 1999, TIAN et al., 2007).

Os fungos também apresentam ótimo potencial para controle de fitopatógenos e como exemplos pode-se citar *Paecilomyces lilacinus*, *Pochonia chlamydosporia* e *Dactylella oviparasitica* que são predadores de ovos de nematoides. Em estudos feitos com *Meloidogyne* sp. em tomate foi demonstrada a alta eficiência no controle desse nematoide (JATALA et al., 1981; GODOY et al., 1983). Em estudo realizado por Oliveira et al (2011), constatou-se que o tratamento feito com *P. lilacinus* reduziu a densidade populacional de *Pratylenchus* spp.; em cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.) mostrando a efetividade do fungo no controle do fitonematoide.

O uso de nematicidas é muito frequente nas grandes áreas. Dentre os nematicidas registrados no Brasil, pode-se citar o NIMITZ, que é sistêmico e de contato, pertencente ao grupo químico Fluoroalquenil sulfona heterocíclica, sendo classificado na categoria V (improvável de causar danos agudos). Esse, em específico, possui alta seletividade, possuindo então baixa ação em outros organismos presentes. É indicado para controle de diversos fitonematoides nas mais diversas culturas (ADAMA, 2022).

O controle cultural utiliza práticas que visam o emprego das propriedades nocivas de culturas específicas para a eliminação de nematoides, desfavorecendo o seu habitat natural, o solo. Empregam práticas de manejo fundamentais para auxiliar na eliminação do nematoide. Como exemplo desse tipo de controle, pode-se citar o plantio direto, que é uma prática agrícola onde todas as sementeiras são feitas com solo minimamente revolvido e faz uso de cobertura de solo e rotação de culturas para conservar e melhorar cada vez mais o solo. Este sistema de plantio direto é muito eficaz no controle de *H. glycines*, pois as culturas que deverão ser utilizadas para a palhada não têm esse nematoide como patógeno e dessa forma ocorrerá a diminuição da sua população no solo (INOMOTO, ASMUS, 2009).

O controle genético visa a seleção de plantas imunes ou tolerantes por meio da modificação de genomas, melhoramento genético e seleção genética (VALOIS, 2016).

No Brasil, 11 raças de *H. glycines* foram identificadas sugerindo que a adoção de cultivares resistentes requeira muito cuidado, pois determinadas cultivares podem ter resistência a uma ou poucas raças do patógeno e a outras não (FREIRE et al., 2017).

2.3.1 Controle físico

O controle físico visa o emprego de práticas que englobam a temperatura para controle de patógenos (BETTIOL et al., 1996).

2.3.1.1 Autoclave

A autoclave é um equipamento capaz de aquecer o solo de forma a provocar o vácuo biológico, ou seja, elimina todas as formas de vida existentes em virtude da alta temperatura alcançada. Mas, por demandar bastante energia elétrica e ser um equipamento mais oneroso, acaba sendo utilizado apenas para pesquisas, sendo inviável a pequenos produtores (RIGHETTI, VIEIRA, 2012).

2.3.1.2 Coletor solar

O coletor solar consiste em uma caixa de madeira contendo tubos inclinados de ferro, alumínio ou cobre e cobertos por plástico transparente. Nos tubos são colocados os substratos de interesse pelas aberturas presentes. Nesse método há a utilização da energia solar para controle de patógenos. O resultado dessa prática é a eliminação de organismos fitopatogênicos (nematoides, fungos, bactérias, etc.). É interessante mencionar que a temperatura vai variar conforme o diâmetro do tubo metálico, não é nocivo a camada de ozônio, não prejudica a saúde humana e é ecologicamente correto (GHINI, BETTIOL, 1991).

2.3.1.3 Solarização em campo

A solarização é um dos métodos físicos de erradicação de fitopatógenos, desenvolvido por Katan et al. (1976) em Israel para erradicação de fungos. Mas a solarização tem resultado no controle não somente de fungos, mas de bactérias e de fitonematoides que possuem sensibilidade a temperaturas elevadas. Essa prática consiste na cobertura do solo infestado e umedecido, com um filme plástico transparente em períodos de elevada incidência de radiação por pelo menos 60 dias. Recomenda-se fazer o revolvimento do solo para expor ao calor os fitonematoides que porventura venham a estar muito profundos e onde a temperatura alta terá pouco efeito, depois umedecer o solo e cobrir com o filme plástico. O método da solarização aumenta o fluxo de calor para o solo e possibilita a elevação significativa dos valores de temperatura máxima e média do solo, ocorrendo maior condutividade térmica em solo umedecido (SCHNEIDER et al., 1993). O resultado desse sistema é o aumento da temperatura do solo, sendo desejável que ultrapasse os 50°C nos primeiros 5 cm, mais de 40°C até 10 cm, acima de 36°C até 15 cm e acima de 30°C em 20 cm de profundidade. Essas temperaturas não favoráveis aos fitonematoides, devem perdurar por

pelo menos 60 dias, resultando em debilitação e morte do patógeno. Nessa prática a morte do nematoide ocorre por três razões: a ausência de planta hospedeira (perda de energia), pela ação do calor (temperatura acima de 40°C são letais a nematoides) e por ação de microrganismos antagonistas presentes no solo, e que não possuem a mesma sensibilidade térmica dos fitonematoides, e que promovem o parasitismo ou predação dos indivíduos. A solarização também elimina sementes de plantas invasoras e pragas, pela alteração química, física e biológica (KATAN; DEVAY, 1991).

2.3.1.4 Solarização em sacos plásticos

A solarização também é possível de ser realizada em sacos plásticos. Em experimento realizado com *M. javanica* utilizando sacos plásticos transparentes ocorreu a diminuição, em média, de 86% no número de galhas em raízes de quiabo quando comparado com a testemunha, comprovando a eficácia no controle. A razão física para esse aumento de temperatura ocorrer no solo contido no saco plástico transparente pode ser explicada pela possibilidade de as ondas curtas incidirem mais sobre o solo, bloqueando as ondas longas emitidas pelo solo, maior transmitância térmica, ocorrendo o aumento de temperatura (BETTIOL et al., 1996; SOUZA et al., 2011). Ensaio conduzido por Santos et al (2006) com solos infestados com ovos e J2 de *M. incognita* e *M. javanica* em sacos plásticos pretos e sacos transparentes, demonstraram a eficiência da solarização com a total erradicação dos nematoides após apenas 05 dias de exposição solar em sacos transparentes e após 08 dias parasacos pretos, fato confirmado com a total ausência de galhas em tomateiros ‘Santa Clara’. A maior temperatura do solo, 51,64°C, foi registrada em sacos plásticos transparentes, enquanto nos sacos pretos a máxima temperatura alcançada foi de 43,36°C, confirmando que o calor nos sacos transparentes foi mais efetivo para eliminar os patógenos.

A técnica da solarização em sacos plásticos é indicada para pequenas áreas e principalmente viveiristas, onde se trabalha com quantidade menor de solo e como as mudas são o principal meio de propagação desse fitonematoide, o método acaba sendo muito eficaz, sem mencionar que seu custo é baixo (BETTIOL et al., 1996; SOUZA et al., 2011).

3. MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado entre os dias 24 de outubro de 2021 a 16 de janeiro de 2022 em área experimental do Setor de Horticultura da Universidade Federal do Ceará 3°44'25.5"S, 38°34'31.7"W. O laboratório utilizado para procedimentos e análise dos resultados foi o Laboratório de Fitopatologia do Setor de Fitossanidade/CCA da Universidade Federal do Ceará - Campus do Pici, Fortaleza-CE,

A temperatura da casa de vegetação foi de aproximadamente 32°C com intervalo de segurança variando em 3°C para mais ou para menos. Diariamente foi aferida e anotada a temperatura da casa de vegetação, procedimento de rotina em razão do calendário de irrigação existente, até o fim do experimento.

3.1 Aquisição dos cladódios

Os 40 cladódios necessários ao ensaio, foram coletados na área didática de fruticultura da UFC, tendo sido cedidos pelo setor de Fruticultura/Fitotecnia/UFC (Figura 1). Na ocasião, utilizou-se uma tesoura de poda para corte dos cladódios, que ficaram 6 dias na sombra visando a cicatrização dos ferimentos de poda. A espécie utilizada no experimento foi a *H. costaricensis*.

Figura 1. Área de cultivo de pitayas pertencente ao setor de horticultura da Universidade Federal do Ceará.



Fonte: Santos Filho, 2021

3.2 Peneiramento e autoclavagem do substrato

Antes de ser utilizado, o substrato foi cuidadosamente peneirado e posteriormente autoclavado separadamente em sacos plásticos por 1h a 120°C, procedimento utilizado na rotina da casa de vegetação. Depois de autoclavado e após o esfriamento da autoclave, o substrato foi retirado dos sacos plásticos e armazenado em tambores de 20 litros.

3.3 Plantio dos cladódios

Dois dias após o processo de autoclavagem e 6 dias após o corte dos cladódios, o solo foi transferido para vasos com capacidade de 4L, previamente limpos, onde se plantaram os cladódios (Figura 2), com cuidado para não compactar o solo. Os 40 cladódios foram colocados nos vasos até o solo cobrir o primeiro espinho, permanecendo na casa de vegetação por 30 dias. O objetivo foi o enraizamento para posterior transplântio.

Figura 2. Cladódios de pitaya *Hylocereus costaricensis* para enraizamento.



Fonte: Santos Filho, 2021

3.4 Extração dos cistos

Todo o material utilizado para extração de cistos de *C. cacti* teve como fonte inicial de inóculo raízes infectadas do mandacaru. Posteriormente, o patógeno foi mantido em plantas de pitaya em casa de vegetação. Os cistos foram extraídos inicialmente de raízes de

plantas de palma e de pitaya infectadas com o nematoide. No processo de obtenção de cistos, foi utilizado o método de extração de nematoides de raízes Coolen & D'Herde (1972) e o método CS adotado por Café (2019) para extração de nematoides do solo que é uma adaptação ao método de Jenkins (1964). Raízes lavadas de pitaya foram processadas em liquidificador com água, em quantidade suficiente para cobri-las, durante 30 segundos na velocidade máxima. A suspensão, então obtida, foi vertida nas peneiras de 40 e 200 mesh sobrepostas. Todo material retido na peneira de 200 mesh foi recolhido utilizando-se de uma pisseta. Depois, adicionou-se à suspensão caulim (silicato de alumínio hidratado) na quantidade de três gramas para cada 100ml, homogeneizando e, em seguida, distribuindo em quatro tubos de centrífuga. Os tubos foram equilibrados no peso e colocados para centrifugara 2.000 rpm por 5 minutos (Centrífuga Fanem Excelsa II). O sobrenadante foi vertido em peneira de 200 mesh visando recolher cistos que não sedimentaram, os quais foram recolhidos em becker. Ao sedimento nos tubos foi adicionado uma solução de sacarose a 45% e, após ressuspender com um bastão de vidro, mais uma vez os tubos foram pesados e, em seguida, novamente levados para a centrífuga onde permaneceram por 1 minuto a 2.000 rpm. O sobrenadante foi vertido na peneira de 200 mesh e lavado sob água corrente para remoção da sacarose. O sedimento restante nos tubos foi descartado. Por fim, utilizando-se de uma pisseta os cistos retidos na peneira de 200 mesh foram recolhidos e juntado ao becker que continha cistos oriundos da primeira centrifugação.

3.5 Separação dos cistos

A suspensão com os cistos de *C. cacti* obtidos foi vertida sobre papeis de filtro numa bandeja. No dia seguinte, os cistos presentes nos papeis, já secos, foram recolhidos para placa de Petri utilizando-se de um pincel. Para a separação de cistos em grupos de 50 utilizou-se um estilete com a ponta umedecida, e, um a um, os cistos, sob microscópio estereoscópio (Figura 3), eram recolhidos e depositados em microtubos, num total de 40 microtubos. O estado visual do cisto foi levado em conta, de forma que cistos deformados, vazios ou com muito resquício de matéria orgânica eram descartados. Após o preenchimento da quantidade de cistos necessária, os microtubos eram fechados e numerados, para uso posterior na infestação do solo.

Figura 3. Cistos de *C. cacti* vistos em microscópio estereoscópio para separação em microtubos.



Fonte: Santos Filho, 2021

3.6 Preenchimento dos sacos e infestação do solo

Inicialmente, 2 kg do substrato autoclavado (solo e composto na proporção 2:1)(Figura 4A) foram colocados em sacos plásticos sendo 22 sacos pretos (Figura 4B) e 22 sacos transparentes. Para infestação do solo contido em 40 dos sacos, foi feita uma pequena cova e o conteúdo dos microtubos (50 cistos) foi depositado em cada saco (Figura 5). Após esse processo, o conteúdo do saco foi uniformizado e os sacos foram fechados com barbante. Para aferição da temperatura nos sacos com substrato em campo, foram empregados 04 sacos com solo não infestado, dos quais 02 eram pretos e 02 eram transparentes

3.7 Instalação do experimento e aferição de temperatura

O experimento foi instalado na área experimental de Setor de Horticultura da Fitotecnia/CCA. A escolha do local levou em consideração o não sombreamento da área durante todo o período de sol (Figura 6A e B). Dentre os 40 sacos infestados, 08 foram mantidos na sombra (testemunha) (Figura 6C).

Figura 4. Preparo do solo utilizado. A) Processo de uniformização do composto com solo; B) Processo de pesagem do solo uniformizado nos sacos plásticos.



Fonte: Santos Filho, 2021

Figura 5. Infestação dos sacos plásticos com 50 cistos do fitonematoide.



Fonte: Santos Filho, 2021

Figura 6. Visão geral do experimento: A) Experimento em campo; B) Detalhe dos sacos; C) Sacos na sombra em casa de vegetação (testemunha).



Fonte: Santos Filho, 2021

O experimento consistiu em um delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial (5, 9, 13, 17 dias no sol x dois tipos de saco plástico, preto e transparente) e 04 repetições. Os sacos foram dispostos na área em 6 colunas com 6 sacos (Figura 7A). Destes, 04 sacos foram usados somente para a aferição das temperaturas, as quais foram registradas com um geotermômetro do tipo espeto da marca Soil Control, modelo TP101 que possui uma haste de 12 cm e limites de aferição de -50°C a 300°C (Figura 7B), modelo recomendado pelo Setor de Meteorologia da UFC.

O espaço entre os sacos foi de 0,25m. Posteriormente, colocaram-se 2 vasos de 3L com solo descoberto para aferir a temperatura e comparar com aquelas registradas nos sacos. Os sacos transparentes foram numerados de T0 a T4 e os sacos pretos de P0 a P4, sendo T0 e P0 os controles (sacos na sombra) e T1 e P1, T2 e P2, T3 e P3, T4 e P4 referentes a 5, 9, 13 e 17 dias de exposição ao sol, respectivamente.

A temperatura foi aferida 5 vezes ao dia nos horários de 09, 11, 13, 15 e 17 horas, e em dias alternados. Todos os sacos plásticos e vasos presentes no campo e os sacos na sombra em casa de vegetação foram aferidos no mesmo horário. É importante mencionar que durante o experimento nenhum evento pluviométrico foi registrado.

Figura 7. Aferição das temperaturas: A) Visão geral em uma das aferições; B) Detalhe do geotermômetro Soil Control durante a aferição da temperatura.



Fonte: Santos Filho, 2021

3.8 Transplântio de mudas para o solo solarizado

Concluído o tempo de exposição ao sol definido para cada tratamento (5, 9, 13, 17 dias), 8 sacos (4 transparentes e 4 pretos) foram retirados do experimento após o último horário da aferição da temperatura (17 horas) e levados para a casa de vegetação. Depois os sacos eram abertos para o solo esfriar e no dia seguinte eram então realocados em 8 vasos de 2 kg de capacidade e depois umedecido. Em cada vaso foi feita uma cova central de tamanho ideal para comportar as raízes da pitaya que foram retiradas do enraizamento (Figura 8), permanecendo pelo menos três dias na sombra para redução do estresse. As plantas permaneceram no solo por 40 dias em casa de vegetação para avaliar a viabilidade dos cistos de *C. cacti* após solarização do solo (Figura 9).

Figura 8. Transplântio da muda de pitaya.



Fonte: Santos Filho, 2021

Figura 9. Bancada com as pitayas transplantadas no solo após os cinco tratamentos.



Fonte: Santos Filho, 2022

3.9 Avaliação do efeito dos tratamentos sobre o nematoide

Decorridos os 40 dias após o transplante da pitaya para vasos após cada tratamento, as raízes e solo foram analisados em laboratório para verificar a presença, número e aspecto de cistos, fêmeas, juvenis e ovos do fitonematoide. O processo de extração do nematoide das raízes e solo foi o mesmo utilizado na primeira etapa para obtenção do inóculo. A suspensão obtida em cada extração foi vertida em uma placa de Petri sendo observada sob microscópio estereoscópio para detecção e contagem dos indivíduos presentes.

3.10 Análise de dados

A variável utilizada para verificação da efetividade dos 04 tratamentos da solarização do solo nos sacos plásticos foi o número de cistos de *C. cacti* presente nas raízes e no solo.

Após a contagem de cistos das quatro repetições de cada um dos quatro tratamentos e dos controles (sacos na sombra), os dados foram analisados com o software Agroestat, para realização do teste de média de Tukey para 5% de probabilidade e em seguida aplicada a regressão polinomial para verificar se houve diferença estatística entre os tratamentos (BARBOSA, MALDONADO JÚNIOR, 2015).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

O ensaio foi conduzido em período de temperaturas mais elevadas no município de Fortaleza- CE e compreendeu os meses de novembro/2021 a janeiro/2022 e as temperaturas registradas em dias alternados em sacos com solo não infestado (Tabela 1).

Em geral, observou-se que as temperaturas foram mais altas nos horários de 11 às 15h, com pico às 13h, em ambos os tipos de sacos (Gráfico 1).

O solo contido em sacos transparentes foi o que alcançou a maior temperatura, com média de 50,15°C, durante os 9 dias de aferição. Para a maioria das aferições nos sacos transparentes, a temperatura ultrapassou os 50°C, havendo dias em que, a partir das 9h, a temperatura variou de 50,1 a 52,2°C. A maior temperatura média registrada em sacos transparentes foi de 58,4°C.

O solo contido em sacos pretos alcançou a média de 44,8°C, valor cerca de 12% menor que a temperatura do solo contido em sacos transparentes. A temperatura média mais alta nos sacos pretos foi de 55,80°C, 3°C a menos que a dos sacos transparentes.

No solo contido em vaso descoberto em campo a média da temperatura foi de 40,45°C, ou seja, aproximadamente 20% menor em relação a temperatura do solo contido em sacos transparente e cerca de 10% menor em relação ao solo nos sacos pretos. A temperatura do ambiente (do ar) registrada com termômetro à álcool líquido vermelho fora da casa de vegetação variou de 28 a 35 °C no período do ensaio (Tabela 1).

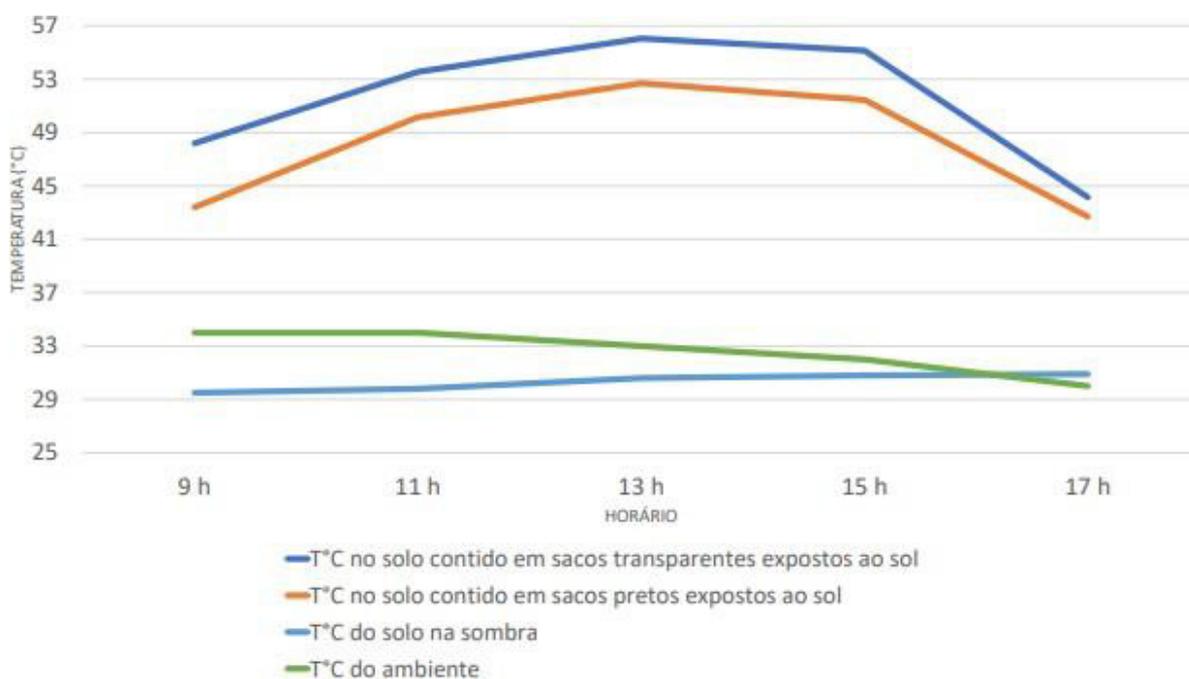
Tabela 1. Média das temperaturas registradas no solo contido em sacos plásticos expostos ao sol, à sombra e da temperatura ambiente no período de 18 de novembro a 04 de dezembro de 2021.

Horário	Temperatura °C- Dia 18/11/2021			
	Sacos transparente no sol	Sacos pretos no sol	Sacos à sombra	Ambiente
9h	36,45	33,40	29,90	32
11h	53,55	44,75	30,20	32
13h	50,55	48,25	30,60	32
15h	52,50	49,05	30,40	30
17h	42,60	41,90	30,40	28
	Temperatura °C- Dia 20/11/2021			

9h	34,65	33,60	29,6	34
11h	44,60	42,45	30,0	34
13h	51,00	49,00	30,2	34
15h	48,65	45,70	30,6	30
17h	41,35	39,70	30,4	28
Temperatura °C- Dia 22/11/2021				
9h	43,05	41,85	28,8	32
11h	56,75	53,70	29,3	34
13h	55,40	53,90	30,1	33
15h	51,15	49,25	30,9	34
17h	40,40	39,55	30,9	30
Temperatura °C- Dia 24/11/2021				
9h	48,25	44,65	29,3	35
11h	58,20	55,35	30,3	34
13h	57,75	55,80	30,6	32
15h	58,40	51,45	31,1	32
17h	43,40	42,70	31,4	30
Temperatura °C- Dia 26/11/2021				
9h	50,10	47,05	29,6	34
11h	57,55	54,45	29,8	34
13h	57,60	55,40	30,9	34
15h	54,65	51,45	31,4	32
17h	44,15	43,20	30,4	30
Temperatura °C- Dia 28/11/2021				
9h	52,20	49,95	29,70	34
11h	53,95	52,05	29,90	34
13h	57,20	55,05	30,70	34
15h	55,95	52,55	31,30	32
17h	45,95	45,65	31,30	30
Temperatura °C- Dia 30/11/2021				
9h	51,05	49,55	29,10	34
11h	51,95	50,15	29,80	35
13h	56,60	52,70	30,50	33

15h	56,95	51,95	30,80	34
17h	45,95	43,60	31,10	30
Temperatura °C- Dia 02/12/2021				
9h	48,20	46,20	29,20	34
11h	50,35	47,20	29,50	35
13h	56,05	51,80	30,50	32
15h	56,45	52,80	30,80	31
17h	47,75	41,65	30,80	30
Temperatura °C- Dia 04/12/2021				
9h	48,05	44,40	29,50	32
11h	50,95	44,75	29,60	33
13h	55,75	50,40	30,40	32
15h	55,15	49,90	30,90	31
17h	48,80	45,05	31,10	30

Gráfico 1. Comparação geral de todas as temperaturas alcançadas em solo contido em sacos transparentes e pretos expostos ao sol, à sombra e da temperatura ambiente.



Considerando os nove dias em que houve a aferição das temperaturas no campo, observou-se que a quantidade de horas na qual as temperaturas dos tratamentos ultrapassaram 40°C foi de 68 horas, sendo 39 horas acima de 50°C. Em sacos pretos, a quantidade de horas com temperatura superior a 40°C foi 62 horas, sendo 21 horas acima de 50°C (Tabela 2).

Tabela 2. Estimativa do tempo de exposição, em horas, em que a temperatura foi acima de 40°C e de 50°C nos nove dias avaliados.

Tratamentos	18/11	20/11	22/11	24/11	26/11	28/11	30/11	02/12	04/12
Tr. > 40°C*	06	06	08						
Pr. > 40°C	06	04	04	08	08	08	08	08	08
Tr. > 50°C	04	01	04	04	06	06	06	04	04
Pr. > 50°C	00	00	02	04	04	04	04	02	01

*Tr – sacos transparentes; Pr. – sacos pretos.

A solarização do solo é uma técnica conhecida pelo aquecimento do solo erradicando patógenos. A cobertura do solo úmido com um filme plástico transparente provoca o aquecimento do solo, principalmente nas camadas mais superficiais, inibindo ou eliminando microrganismos, artrópodes e plantas daninhas (GHINI et al., 2003). Figueiredo (2019) relatou que o uso do filme plástico transparente (300 µm) elevou a temperatura média do solo em 4,3°C acima do solo descoberto, havendo casos de temperaturas acima de 50°C nos momentos de maior insolação. No trabalho conduzido por Santos et al (2006) com solarização usando sacos plásticos pretos e transparentes, também foi verificada que os maiores valores médios de temperatura foram registrados às 13h, alcançando 51,64°C nos tratamentos em sacos transparentes enquanto que nos tratamentos em sacos pretos de a maior temperatura média foi de 43,36°C. O plástico transparente tem alta transmitância e baixa reflectância das radiações solares, por esta razão promove temperaturas mais altas no solo quando comparado ao plástico preto. Este aquece o próprio filme por ter elevada absorvância, sendo menos eficiente que o transparente (KATAN, 1981). Ghini (1997) cita que o filme transparente permite a passagem de raios solares aquecendo o solo em razão do efeito estufa e que filmes plásticos pretos ou de outras cores não são tão eficientes quanto o transparente no aquecimento do solo.

Com relação às plantas de pitaya de cada tratamento (T0 a T4; P0 a P4) mantidas em vaso por 40 dias, observou-se que apresentavam o sistema radicular com aspecto semelhante, conforme pode ser visto na Figura 10, onde consta uma planta representante de cada

tratamento. Em todos os casos observou-se que as plantas estavam verdes e as raízes apresentavam comprimento de aproximadamente 10 cm.

Figura 10. Plantas de pitaya utilizadas no ensaio e retiradas 40 dias após o transplântio.



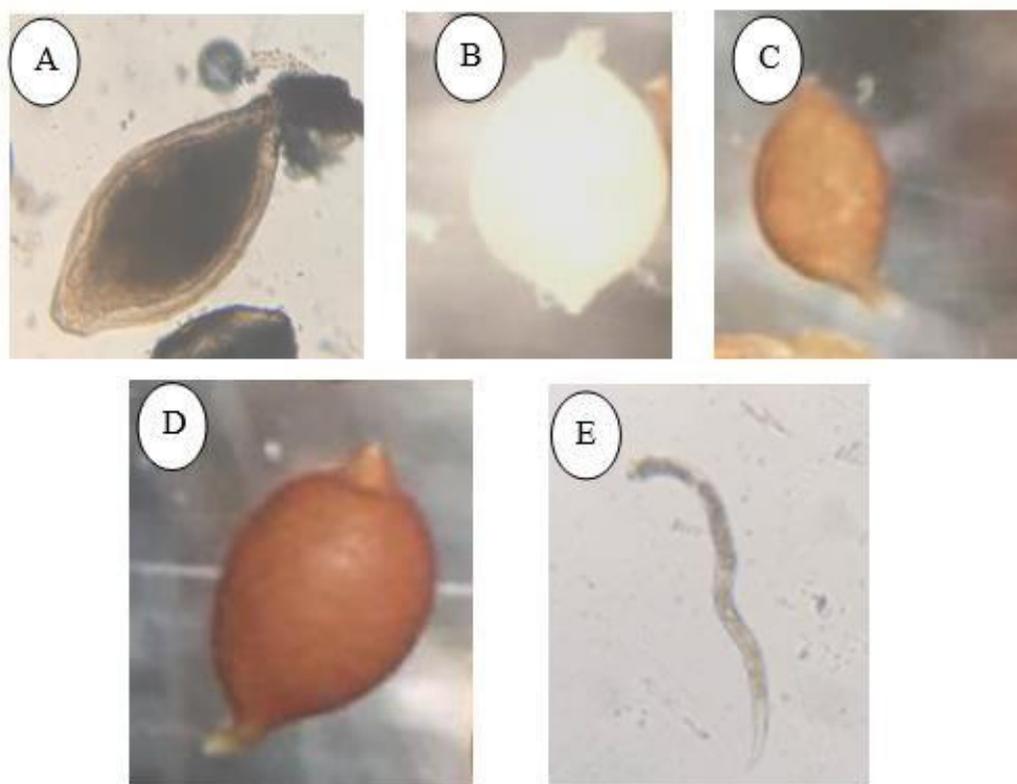
Fonte: Santos Filho, 2022.

T0: Testemunha (solo em saco transparente); T1: Tratamento do solo em saco transparente após 5 dias de solarização; T2: Tratamento do solo em saco transparente após 9 dias de solarização; T3: Tratamento do solo em saco transparente após 13 dias de solarização; T4: Tratamento do solo em saco transparente após 17 dias de solarização; P0: Testemunha (solo em saco preto); P1: Tratamento do solo em saco preto após 5 dias de solarização; P2: Tratamento do solo em saco preto após 9 dias de solarização; P3: Tratamento do solo em saco preto após 13 dias de solarização e P4: Tratamento do solo em saco preto após 17 dias de solarização

A análise da suspensão de nematoides obtida após extração a partir do solo e de raízes das pitayas dos tratamentos solarizados revelou a presença de algumas fêmeas, cistos de coloração variada com juvenis e ovos no interior, como também cistos vazios e deformados. Nas raízes da pitaya dos tratamentos T1 e P1, foram observados cistos íntegros de coloração bege, caramelo e marrom com juvenis J2 vivos (Figura 11) e juvenis J3 e J4. Nos tratamentos T2 e P2 foram observados poucos cistos caramelos e marrons normais (Figura 12) e alguns

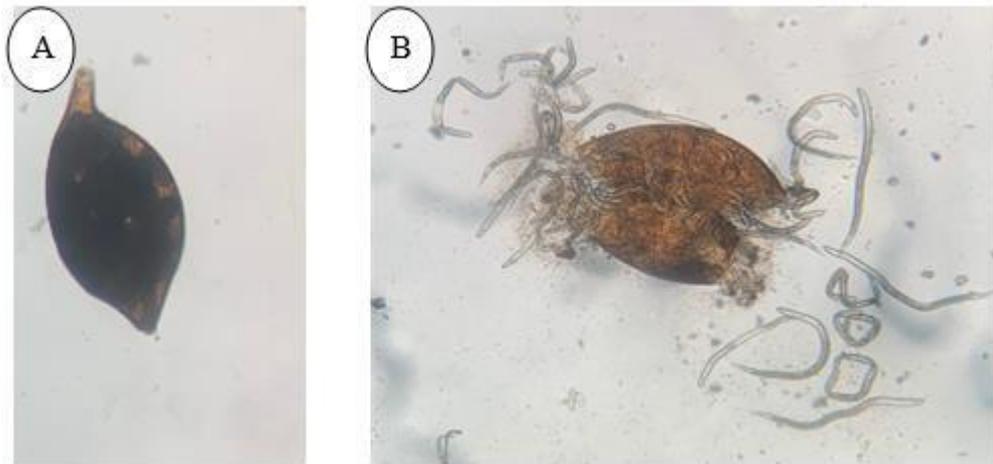
deformados com J2 ressecados e retorcidos (Figura 13). Em T3 e P3, os cistos caramelos e marrons estavam presentes em número próximo aos tratamentos anteriores, porém havia um maior número de cistos deformados com J2 ressecados no interior ou ainda cistos abertos e vazios (Figura 13). Em P4, os cistos foram mais raros e os que estavam presentes continham J2 vivos e mortos. Em T4, após criteriosa observação da suspensão das quatro repetições, foi encontrado apenas um cisto e os J2 do seu interior estavam todos mortos (Figura 14). Observação de cistos deformados ou de juvenis mortos retorcidos não foi visto em nenhum dos mais de 500 cistos obtidos das extrações de raízes de pitaya do tratamento controle. Considerando que havia 50 cistos em cada saco plástico, acredita-se que eles se tornaram inviáveis com o calor da solarização possivelmente degradando sua parede no solo dos vasos umedecidos pelas irrigações após plantio da pitaya.

Figura 11. Fases de *Cactodera cacti* visualizados em microscópio: A) Fêmea jovem; B) Cisto de coloração bege; C) Cisto de coloração caramelo; D) Cisto de coloração marrom; E) J2.



Fonte: Santos Filho, 2022.

Figura 12. Formas observadas para T2: A) Cisto de *Cactodera cacti* visto em microscópio ótico; B) Cisto pressionado para observação de J2 e ovos.



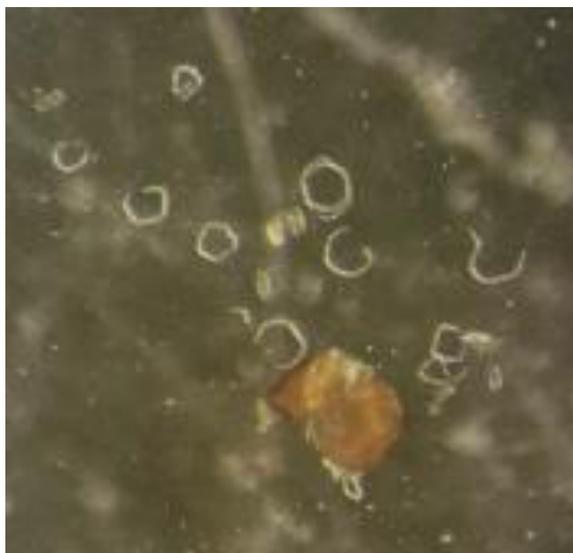
Fonte: Santos Filho, 2022.

Figura 13. Cistos de *Cactodera cacti* dos tratamentos com 9 e 13 dias de solarização: A) Cisto contendo J2 ressecados (detalhe); B) J2 deformado; C) Cistos abertos e vazios.



Fonte: Santos Filho, 2022.

Figura 14. Único cisto de *Cactodera cacti* encontrado no tratamento com solo solarizado por 17 dias (T4) em sacos transparentes apresentando J2 retorcidos (mortos) após ser pressionado.



Fonte: Santos Filho, 2022.

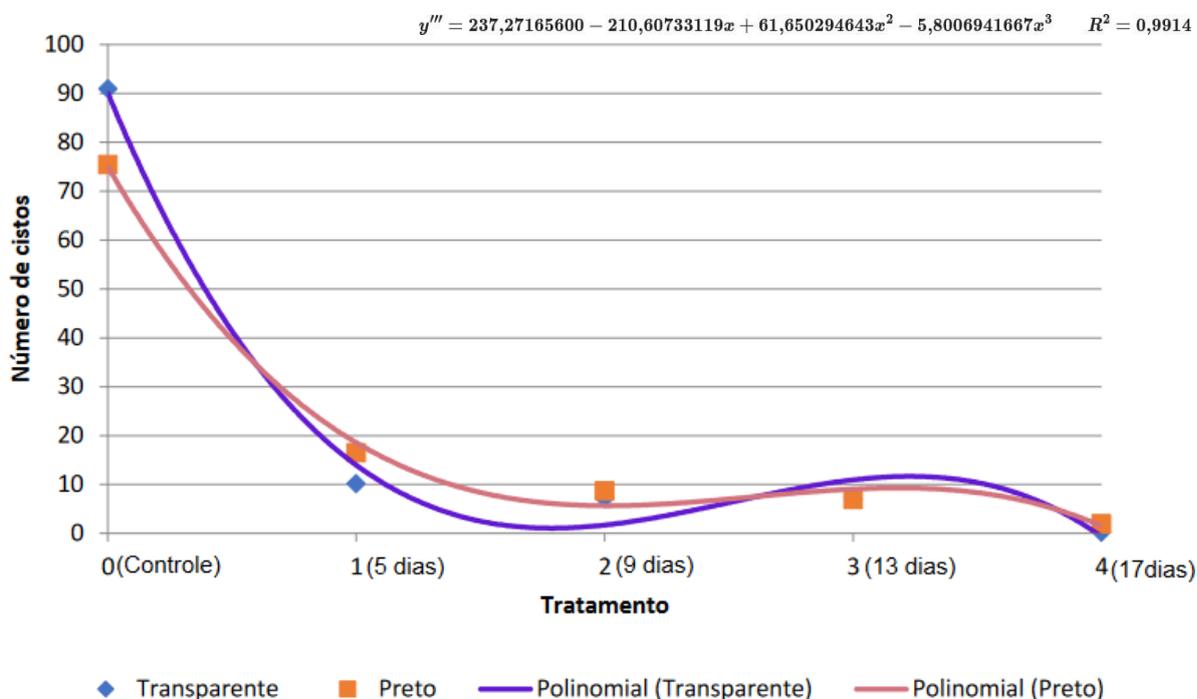
Em geral, observou-se que a solarização foi eficaz nos dois tipos de plástico, mas verificou-se diferenças estatísticas entre os tempos. Não houve diferença estatística entre o número médio de cistos obtido das plantas cultivadas em solo tratados nos sacos transparentes por 5, 9 e 13 dias (T1, T2 e T3), porém para sacos pretos, a média de cistos obtida de plantas de P1 diferiu de P2 e P3, estes dois últimos não diferindo entre si (Tabela 3). Todos os tratamentos diferiram de T4 e de P4, e estes entre si. Constatou-se que a erradicação do patógeno foi mais efetiva (100%) no solo em saco transparente, já que não foi encontrado cisto viável após 17 dias da exposição ao sol (T4) devido a maior temperatura alcançada. Contudo, o tratamento de solo em saco preto por 17 dias (P4), reduziu em 97,6% a quantidade de cistos, sugerindo assim que um tempo um pouco maior de solarização do solo, haveria total erradicação do patógeno também nos sacos pretos (Gráfico 2).

Tabela 3. Número médio de cistos de *Cactodera cacti* obtidos a partir do solo e de raízes de pitayas resultante da interação dos tipos de saco plástico e o tempo de exposição ao sol.

Tratamentos	Testemunha	5 dias	9 dias	13 dias	17 dias
Transparente	90,9 Aa*	10,2 Bb	7,5 Ab	7,2 Ab	0,0 Bc
Preto	75,5 Aa	16,5 Ab	8,8 Ac	7,0 Ac	2,0 Ad

*Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna e pela mesma letra minúscula na linha não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Gráfico 2. Análise de regressão indicando o efeito da solarização em solo contido em sacos transparentes e sacos pretos após 5, 9, 13 e 17 dias de exposição ao sol sobre o número de cistos do *Cactodera cacti* em pitaya.



A média de cistos presentes na testemunha foi de 90,96 no solo para saco de plástico transparente e 75,5 para o preto, as quais não diferiram estatisticamente. Considerando que foram colocados 50 cistos de *C. cacti* no solo de cada repetição, o número de cistos nas pitayas do controle T0 e P0 aumentou em até 82%. O aumento de cistos também ocorreu no trabalho de Café (2019), que utilizando 50 cistos de *C. cacti* em vasos de pitaya sem tratamento, verificou um crescimento no número de cistos nas raízes de pitaya cultivadas após 45 dias. Além disso, Café (2019) estudou o ciclo de vida desse fitonematoide e observou que cistos surgem após 24 dias da inoculação com J2 em pitaya, e que o tempo de 40 dias dado nesse experimento foi, então, compatível para avaliar os resultados.

A solarização de solo também foi efetiva para controle do nematoide das galhas, *M. incognita*, em cultivos de tomate ‘Duradouro’ que é suscetível, e de tomate ‘Alambra’ que é resistente ao *M. incognita* (BAPTISTA et al, 2006). Os autores observaram que ocorreu a redução da população do fitonematoide na raiz e no solo, diminuindo assim o número de galhas. Verificou-se ainda, um maior vigor nas plantas da variedade Alambra cultivadas com solo pós solarização, que teve a tradicional duração de 2 meses.

No estudo de Bettiol et al (1996), também foi observada a efetividade da solarização sobre o gênero *Meloidogyne*, mas dessa vez os efeitos foram avaliados em quiabeiro ‘Santa

Cruz'. Neste estudo, ocorreu uma diminuição no número de galhas em 82,7% e o método teve duração de 139 dias, similar ao trabalho de Silva et al (2006) onde a solarização foi empregada durante 132 dias e se mostrou efetiva para eliminação de fitonematoides presentes na cultura da alface. Além do gênero *Meloidogyne*, a solarização também se mostrou efetiva na eliminação de fitonematoides dos gêneros *Pratylenchus*, *Ditylenchus*, *Xiphinema* e *Globodera* (STAPLETON, HEALD, 1991).

Santos et al (2006) relataram a eliminação completa de *M. incognita* e *M. javanica* do solo após solarização em sacos plásticos transparentes ocorrida com 5 dias de exposição ao sol, superior à eliminação dos nematoides do solo em sacos pretos que só ocorreu a partir de 8 dias de solarização. Comparando o ensaio com sacos plásticos de *Meloidogyne* com o ensaio com cistos de *C. cacti*, observa-se que foi necessário um número maior de dias (17) de solarização em sacos plásticos para se erradicar o heteroderídeo. Provavelmente essa necessidade adicional de 12 dias ocorre em virtude do cisto, como já mencionado, ser uma estrutura de resistência do nematoide que sobrevive longo período de tempo em solo seco semhospedeira, o que não ocorre com *Meloidogyne*.

Com base nas avaliações das combinações de tempo de solarização e tipo de saco plástico feitas neste trabalho, pode-se inferir que ambos os tipos de sacos foram eficientes na redução do nematoide dos cistos das cactáceas do solo, mas a solarização em sacos transparentes foi superior, pois possibilitou eliminar completamente o patógeno em 17 dias.

5. CONCLUSÃO

A solarização de solo em sacos plásticos transparentes por um período de 17 dias foi eficaz na erradicação do nematoide dos cistos das cactáceas, *C. cacti*, podendo ser recomendado para controle do fitonematoide na produção de mudas.

REFERÊNCIAS

- ADAMA: FABRICANTE. In: NIMITZ. [S. l.], Disponível em: <https://www.adama.com/brasil/pt/protecao-de-cultivos/nematicidas/nimitz>. Acesso em: 27 jan. 2022.
- AGRIOS, G. N. Plant Pathology. 5th eds. **Department of Plant Pathology. University of Florida.** United States of America. 2005.
- AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de Fitopatologia.** Princípios e conceitos. São Paulo: **Agronômica Ceres**, 2011.
- ANDRADE, C. T. S.; MARQUES J. G. W.; ZAPPI D. C. Utilização de cactáceas por sertanejos baianos. *Sitientibus. Série Ciências Biológicas*, 6: 3-12, 2006.
- ANDRADE, R.A.; MARTINS, A.B.G.; SILVA, M.T.H. Influência da fonte material e do tempo de cura na propagação vegetativa da pitaya-vermelha (*Hylocereus undatus* Haw). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n.1, p.183-186, 2007.
- ARRUDA, E. **Histogênese de segmentos caulinares de espécies de opuntioideae (cactaceae) 141p.** Tese (doutorado) – Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo. Departamento de Botânica, 2010.
- BAPTISTA, M. J.; SOUZA, R. B.; PEREIRA, W; CARRIJO, A. O.; VIDAL, M. C.; CHARCHAR, J. M. Solarização do solo e biofumigação no cultivo protegido de tomate. **Horticultura Brasileira**, 24: 47-52, 2006
- BARBOSA, J. C.; MALDONADO JÚNIOR, W. Experimentação agronômica e AgroEstat: sistema para análises estatísticas de ensaios agronômicos. **Jaboticabal: Multipress**, 2015 Disponível em www.agroestat.com.br> Acesso em 24 jan. 2022.
- BARTHLOTT, W. Biogeography and evolution in neo-and paleotropical Rhipsalinae. In: Kubitzki, K (Ed.) **Dispersal and Distribution. Sonderbd. naturbd. naturwiss.** Ver. Hamburgo 7. Hamburgo: P.Parey, p. 242, 1983.
- BETTIOL, W.; GHINI, R.; CUNHA, M. I. B.; TRATCH, R.; GALVÃO, J. A. H. 1996. Solarização do solo para o controle do nematóide das galhas em quiabeiro. **Horticultura Brasileira**, 14: 158-160.
- BRAVO FILHO, ERONIDES SOARES; SANTANA, MARLUCIA CRUZ, SANTOS, PAULO AUGUSTO ALMEIDA; RIBEIRO, ADAUTO DE SOUZA. Levantamento etnobotânico da família Cactácea no estado de Sergipe. **Revista Fitos**, Rio de Janeiro, 2018; 12(1): 41-53 | e-ISSN: 2446-4775 | www.revistafitos.far.fiocruz.br

CAFÉ, F. B. S. **Aspectos biológicos do nematoide do cisto das cactáceas, *Cactodera cacti*, em pitaya. 84p.** Tese (Mestrado em Agronomia) – Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019.

CAFÉ, F. B. S.; REBOUÇAS, B. R.; CARES, J. E.; LIMA, C. S.; RABELO FILHO, F.A.C.; SOUZA JUNIOR, F.J.C.; SANTOS, C. D. G.S. (2021). First report of the cactus cyst nematode, *Cactodera cacti*, infecting *Cereus jamacaru* (Cactaceae) in Brazil. **Plant disease**. First look. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-21-1924-PDN>.

CAJAZEIRAS, J. P. **Crescimento e ecofisiologia de pitayas cultivadas em vasos submetidas a diferentes doses de K e Ca.** 2016. 142p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2016.

CANTO, A. R.; ALBARADO, J. C. G.; SANTAROSA, M. G. G.; RAMOS, C. J.; GARCÍA, M. C. M.; HERNÁNDEZ, L. J. P.; LAZO, V. R.; MEDINA, L. R.; RODRÍGUEZ, R. R.; TORRES, E. T. GARCÍA, S. V.; ELOÍSA, E.Z. **El cultivo de pitahya en Yucatan.** Universidad Autonoma Chapingo; Gobierno del Estado de Yucatan, Maxcanú, 14p. 1993.

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

CAROLLO, ELIANE MAZZONI. Manual básico de técnicas fitopatológicas – Cruz das Almas: **Embrapa Mandioca e Fruticultura** BA, 2016. 109 f. il.

CHO, M. R.; KIM, Y. J.; KWAK, Y. H.; CHOI, Y. E. New record and damage of *Cactodera cacti* in Korea. **RDA Journal of Agricultural Science, Crop Protection**, [s.l.], v. 37, n. 1, p. 324-328, 1995.

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

CORDEIRO, M. H. M.; SILVA, J. M.; MIZOBUTSI, G. P.; MIZOBUTSI, E. H.; MOTA, W. F. Caracterização física, química e nutricional da pitaya-rosa de polpa vermelha. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.37, n.1, p. 20-26, mar. 2015. <http://dx.doi.org/10.1590/0100-2945-046/14>.

CORDERO, C.; BALDWIN, J. G.; MUNDO-OCAMPO, M. Fine structure of the posterior cone of females of *Cactodera cacti* Filip'ev & Schuurmans Stekhoven (Nemata: Heteroderinae). **Revue de nematologie** [s.l.], v. 14, p. 455-465, 1991.

DAMASCENO, M. M.; SOUTO, J. S.; SOUTO, P. C. Etnoconhecimento de espécies forrageiras no semi-árido da Paraíba, Brasil. **Engenharia Ambiental** - Espírito Santo do Pinhal, 7(3): 219-228, 2010.

DELGADO, A.; LÓPEZ, K. I.; KONDO, T. Reporte de una mosca del género *Neosilba* (Diptera: Lonchaeidae) asociada a la pudrición basal del fruto de la pitahaya amarilla,

Selenicereus megalanthus (K. Schum. Ex. Vaupel) Moran en Colombia. **Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle**, Cali, v. 11, n. 1, p. 31-33, 2010.

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

FEDERICI, B. A; PARK, H. W.; BIDESHI, D. K. Overview of the Basic Biology of *Bacillus thuringiensis* with Emphasis on Genetic Engineering of Bacterial Larvicides for Mosquito Control. **The Open Toxinology Journal**, 3: 83-100, 2010.

FEDERICI, B. A; PARK, H. W.; BIDESHI, D. K.; WIRTH, M.C.; JOHNSON, J. J.; SAKANO, Y.; TANG, M. Developing recombinant bacteria for control of mosquito larvae. **Journal of the American Mosquito Control Association**, 23: 164-175, 2007.

FENG, Y.; WANG, D.; XIAO, D.; PEREIRA, T. J.; XUAN, Y.; WANG, Y.; XIAOYU, L.; CHEN, L.; DUAN, Y.; ZHU, X. *Cactodera chenopodiae* (Nematoda: Heteroderidae), a new species of cyst nematode parasitizing common lambsquarter (*Chenopodium album*) in Liaoning, China. **Zootaxa**, n. 4407(3), p. 361-375. 2018.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. Nematologia de Plantas: fundamentos e importância. **Sociedade Brasileira de Nematologia**. Manaus: Norma, 2016.

FERRAZ, S. FREITAS, L.D.; LOPES, E. A; DIAS-ARIEIRA, C.R. Manejo sustentável de fitonematoides. **Viçosa: UFV**, 304p. 2010.

FIGUEIREDO, H. F. **Efeito da solarização do solo com diferentes tipos de plásticos no controle de plantas daninhas**. Trabalho de conclusão de Curso (Bacharelado em Agronomia) Instituto federal de Educação e Tecnologia de Minas Gerais. 2019.

FREIRE, E.S; PEDROSO, L.A; TERRA, W; SILVA, J.C.P; MARASCA, I; CAMPOS, V.,. **Manejo de fitonematoides no sistema de plantio direto**. Goiás, Universidade Rio Verde.p.111-127, 2017.

GHINI, R. Desinfestação do solo com o uso de energia solar: solarização e coletor solar. **Circular Técnica da Embrapa** n. 1, 29p.1997.

GHINI, R. Solarização: histórico, resultados recentes e perspectivas. Embrapa Meio Ambiente, CP 69, CEP 13820-000 Jaguariúna, SP. **Summa Phytopathologica**, Vol.30, N° 1, 2004.

GHINI, R.; BETTIOL, W. Coletor solar para desinfestação de substratos. **Summa Phytopathologica**, v.17, p.281-286, 1991.

GHINI, R.; PATRICIO, F.R.A., SOUZA, M. D., SINIGAGLIA C., BARROS, B.C., LOPES, M. E. B. M., J. TESSARIOLI NETO, J.; CANTARELLA, J. H. Efeito da solarização sobre propriedades físicas, químicas e biológicas de solos. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, 27:71-79, 2003.

GODOY, G. RODRIGUEZ-KABANA, R.; MORGAN-JONES, G. Fungal parasites of *Meloidogyne arenaria* eggs in na Alabama soil. **A mycological survey and greenhouse studies. Nematropica**, v.13, n.2, p.201-213, 1983.

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

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

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Resultados do Censo Agropecuário**, 2017. Disponível em: <https://censos.ibge.gov.br/agro/2017/>. Acesso em: 16/11/2021.

INOMOTO MM, ASMUS GL. Culturas de cobertura e de rotação devem ser plantas não hospedeiras de nematóides. **Visão Agrícola**, Piracicaba, SP 6 (2): 112-116. 2009.

JATALA P., KALTENBACH, R.; BOCANGEL, M. Multiple application and longterm effect of *Paecilomyces lilacinus* in controlling *Meloidogyne incognita* under field conditions. **Journal of Nematology**, v.13, n.4, p.445, 1981.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant disease reporter**, [s.l.], v. 48, n. 9, 1964.

KATAN J; DEVAY JE. Soil solarization: Historical perspectives, principles and uses. In: KATAN J; DeVAY JE. (Ed.). Soil solarization. **Boca Raton**: CRC Press, 2: 23-38, 1991.

KATAN, J. Solar heating (solarization of soil for control of soilborne pest). **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v.19, p.211-236, 1981.

KATAN, J.; GREENBERGER, A.; ALON, H.; GRINSTEIN, A. Solar heating by polyethylene mulching for the control of diseases caused by soil-bom e pathogens. **Phytopathology**, v.66, p.683-688, 1976.

LIOU, M. R.; HUNG, C. L.; LIOU, R. F. First report of Cactus virus X on *Hylocereus undatus* (Cactaceae) in Taiwan. **Plant disease**, [s.l.], v. 85, n. 2, p. 229-229, 2001

LONE, A.B.; BELTRAME, A.B.; SILVA, D.A.; GUIMARÃES, G.G.F.; HARO, M.M.; MARTINS, R.S. Cultivo de Pitaia. Florianópolis, 2020. 44p. (Epagri. Boletim Técnico, 196)

MACHADO, A.C.Z.; SILVA, S.A.; DORIGO, O.F.; RIEDE, C.R.; GARBUGLIO, D.D. Phenotypic variability and response of Brazilian oat genotypes to different species of root-knot and root-lesion nematodes. **European Journal of Plant Pathology**, v. 141: 111–117. 2015.

MACHADO, F.G.A. **Densidades de plantio e ciclos de cultivo na produção e qualidade de frutos e fenologia reprodutiva da pitaya vermelha**. 118p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019.

MACHADO, V.; BERLITZ, D. L.; MATSUMURAS, A. T. S.; SANTIN, R.C.M.; GUIMARÃES, A. SILVA, M. E.; FIUZA, L.M. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematóides. **Oecologia Australis** 16(2): 165-182, 2012. doi: <http://dx.doi.org/10.4257/oeco.2012.1602.02>.

MANKAU, R. Biological control of nematode pests by natural enemies. **Annual Review of Phytopathology**, 18: 415-40, 1980. <http://dx.doi.org/10.1146/annurev.py.18.090180.002215>.

MARENCO, R. A.; LOPES, N. F. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Viçosa: UFV, 486p. 2011.

MENDES, M. L.; DICKSON, D. W. Detection of Heterodera glycines on soybean in Brazil. **Plant disease**, [s.l.], v. 77(5), p. 499-500, 1993.

MERCADO-SILVA, E. M. Pitaya - *Hylocereus undatus* (Haw). Exotic Fruits. **Reference Guide**. p. 339–349. 2018. doi:10.1016/b978-0-12-803138-4.00045-9

MIZRAHI, Y.; NERD, A.; NOBEL, P.S. Cacti as a crop. **Horticultural Reviews**, New York, v.18, p. 291-320, 1997.

MONTEIRO, A. R.; LORDELLO, L. G. E.; LORDELLO, R. R. A. Ocorrência no Estado de São Paulo do nematoide *Heterodera fici* Kirjanova, 1954, nocivo à figueira. **Publicação-Sociedade Brasileira de Nematologia** [s.l.], 1977.

MOREIRA, R.A; RAMOS, J.D; SILVA. F.O.R; MARQUES, V.B.. Cultivo da pitaya: implantação. **Boletim Técnico-no. 92** [s.l.], v. 92, p. 1-16, 2012.

NUNES, E. N.; SOUSA, A. S. B.; LUCENA, C. M.; SILVA, S. M.; LUCENA, R. F. P.; ALVES, C. A. B.; ALVES, R. E. Pitaya (*Hylocereus* sp.): Uma revisão para o Brasil. **Revista Gaia Scientia**. v.8, n.1, p. 90-98. 2014. ISSN 1981- 1268. <http://periodicos.ufpb.br/ojs2/index.php/gaia/index>.

OLIVEIRA, C. M. G.; KUBO, R. K., ANTEDOMENICO, S. R., MONTEIRO, A. R., INOMOTO, M. Ocorrência de nematóides fitoparasitos em plantas ornamentais nos Estados de São Paulo e Minas Gerais. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, [s.l.], v. 13, p. 135-141, 2007.

OLIVEIRA, E. R. Alternativas de alimentação para pecuária do semi-árido nordestino. In: **Simpósio Nordeste de Alimentação de ruminantes**. EMPARN, 127-147. 1996.

OLIVEIRA, S.; MISTERLAINE, K. R.; CHAVES, A.; VIEIRA, D. A. N.; SILVA, E. J.; RODRIGUES, W. D. L. Controle biológico de fitonematóides do gênero *Pratylenchus* através de inoculante natural em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias** [en linea], 6(2), 203-207. 2011.

PADILHA, T.; SAMUELL, C. A. Fungos nematófagos na redução da disponibilidade de larvas infectantes de nematóides trichostrongilídeos. In: Melo, I.S. de; Azevedo, J.L. de. (Eds.). Controle biológico. Jaguariúna: **Embrapa Meio Ambiente**, 2000. p.25-47.

PERWEEN, T.; MANDAL, K.; HASAN, M.; Dragon fruit: An exotic super future fruit of India. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**. v.7, n.2, p. 1022-1026, 2018. Disponível em: <http://www.phytojournal.com/archives/2018/vol7issue2/PartO/7-1-435-453.pdf>. Acesso em: 04/11/2021.

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

PIERANGELI, E. C. G. **Espécies de fungos e bactérias associados á cultura da pitaya e avaliação de estádios de maturação na qualidade do fruto**. Universidade Federal de Lavras, p.18-22, 2019.

PIMENTA, C. A. M.; CARNEIRO, R. M. D. G. Utilização Pasteuria penetrans em controle biológico de *Meloidogyne javanica* em duas culturas sucessivas de alface e tomate. **Relatório Técnico**. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília. 35p. 2005.

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, Fortaleza, 2017.

REZENDE, I. F.; SOUSA, A. C. G; SUAREZ, N. F.; ROCHA, C. C.; RUFINI, J. C. M. Boletim de Extensão: O cultivo da Pitaya. **Boletim de Extensão**. Universidade Federal de São João Del Rei, 18 p. 2017.

RIGHETTI; V. Autoclave: aspectos de estrutura, funcionamento e validação. **RESBCAL**, São Paulo, v.1 n.2, p. 185-189, abr./maio/jun. 2012

SANTOS, C. D. G. CARVALHO, S.L.F; SILVA, M.C.L. Solarização do solo em sacos plásticos para o controle dos nematóides das galhas, *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Revista Ciência Agrônômica**. v. 37, n.3.2006.

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

SANTOS, V. R.; ANDRADE, I. F.; SANTIAGO, L. J. M.; LOURO, R. P. Análise ultra estrutural e anatômica do cladódio de *Opuntia vulgaris* (cactaceae). In: 64° **Congresso Nacional de Botânica**, Belo Horizonte, Anais[...]. p.1. 2013.

SARANYA, C; SUNDARARAJ, P; PRIYANK H. MHATRE, E. P. VENKATASALAM; S. NIVITHA. First Report of Estonian Cyst Nematode *Cactodera estonica* from India, **Journal of Nematology** 49 (4):384–385. 2017.

SCHNEIDER, F. M., STRECK, N. A.; BURIOL, G. A. Modificações físicas causadas pela solarização do solo. **Revista Brasileira de Agrometeorologia** vol. 1, n. 1, p. 149-157. 1993.

SEBRAE – Serviço Brasileiro de Apoio às micro e pequenas Empresas. **Análise de Tendência**: Produza e comercialize frutas que estão conquistando o mercado. 2017. Disponível em: <http://www.sebrae.com.br/sites/PortalSebrae/artigos/produza-e-comercialize-frutas-que-estao-conquistando-o-mercado,ce7375d380a9e410VgnVCM1000003b74010aRCRD>. Acesso em: 19. out. 2021.

SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. Role of bacteria in the management of plant parasitic nematodes: a review. **Bioresource Technology**, 69: 167-179, 1999. [http://dx.doi.org/10.1016/S0960-8524\(98\)00122-9](http://dx.doi.org/10.1016/S0960-8524(98)00122-9).

SILVA, M. G. D., SHARMA, R. D., JUNQUEIRA, A. M. R., OLIVEIRA, C. M. D. Efeito da solarização, adubação química e orgânica no controle de nematóides em alface sob cultivo protegido. 2006.

SKANTAR, A. N.; HANDOO, Z. Z.; KANTOR, M. R.; HAFEZ, S. L.; HULT, M.N.; KROMOY, K.; SIGURDSON, K.; GRAOWSKI, M. First report of *Cactodera milleri* Graney and Bird, 1990 from Colorado and Minnesota, **Journal of Nematology**. Vol.53, P.1-7, 2021.

SOUZA, A.T., STRECK, N. A.; ZANON, A. J.; KRÄULICH, B., SILVA, M. R., ROCHA, T. S. M.; WINCK, J. E. M. Solarização e seu efeito na temperatura do solo. XVII **Congresso Brasileiro de Agrometeorologia** –SESC Centro de Turismo de Guarapari, Guarapari - ES. 2011.

STAPLETON, J. J.; HEALD, C. M. Management of phytoparasitic nematodes by soil solarization. In: Katan, J. & DeVay, J. E. (ed). *Soil Solarization*. CRC Press, Boca Raton, 1991. p 51-59.

STIRLING, G. R. Biological Control of Plant Parasitic Nematode: Progress, Problems and Prospects. **CAB International**, Wallington, UK. 282p. 1991.

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

TAYLOR, N., SANTOS, M. R., LAROCCA, J.; ZAPPI, D. 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/FB1562>. Acesso em 03 de dezembro de 2021.

TIAN, B. Y.; YANG, J. K.; LIAN, L. H.; WANG, C. Y.; ZHANG, K. Q.. Role of neutral protease from *Brevibacillus laterosporus* in pathogenesis of nematode. **Applied Microbiology and Biotechnology**, 74: 372-380, 2007. <http://dx.doi.org/10.1007/s00253-006-0690-1>.

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

TODAFRUTA. **Pitaya**. Disponível em: <https://www.todafruta.com.br/pitaya>. Acesso em: 23 out. 2021.

VALOIS, A. C. C. Mecanismos genéticos da resistência de plantas às doenças. **Revista RG News** 2 (2) 2016 - Sociedade Brasileira de Recursos Genéticos.p.51-56, 2016.

ANEXO A – GRÁFICOS DE TEMPERATURAS AFERIDAS NO DECORRER DO EXPERIMENTO

Gráfico 1. Temperatura do solo em sacos pretos expostos ao sol nos dias de aferição.



Gráfico 2. Temperatura do solo em sacos transparentes expostos ao sol nos dias de aferição.



Gráfico 3. Temperatura do solo em sacos plásticos que permaneceram à sombra (testemunha).

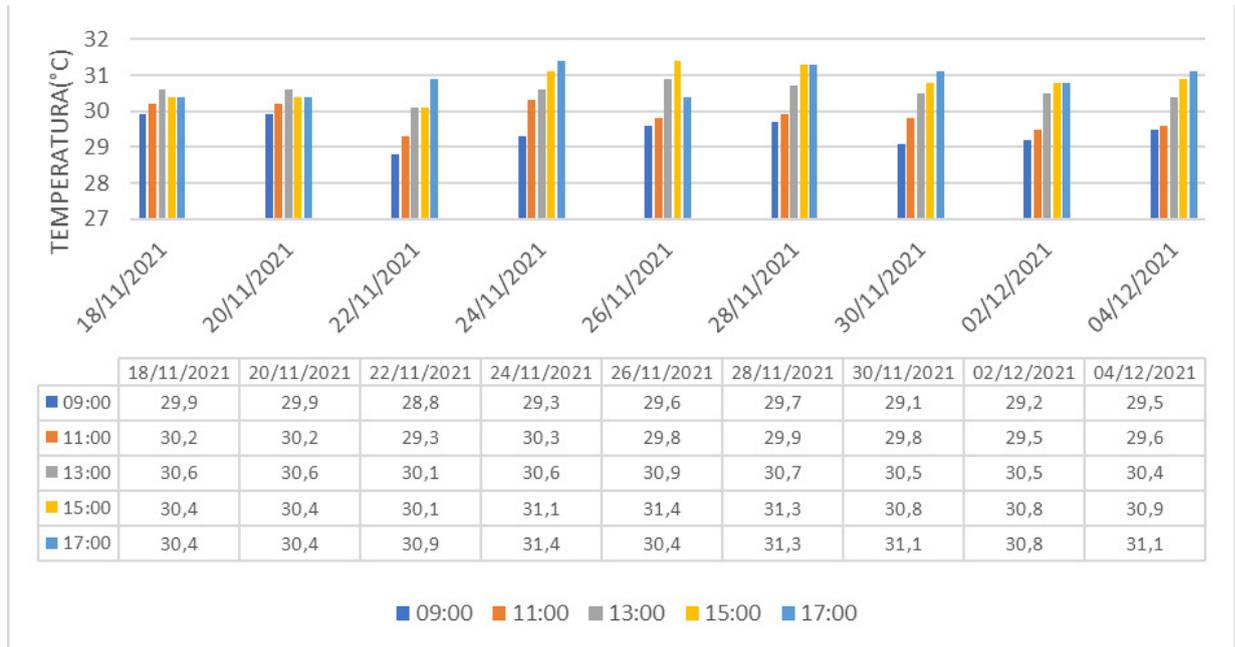


Gráfico 4. Temperatura do ar medida com termômetro de álcool líquido vermelho nos dias de aferição.

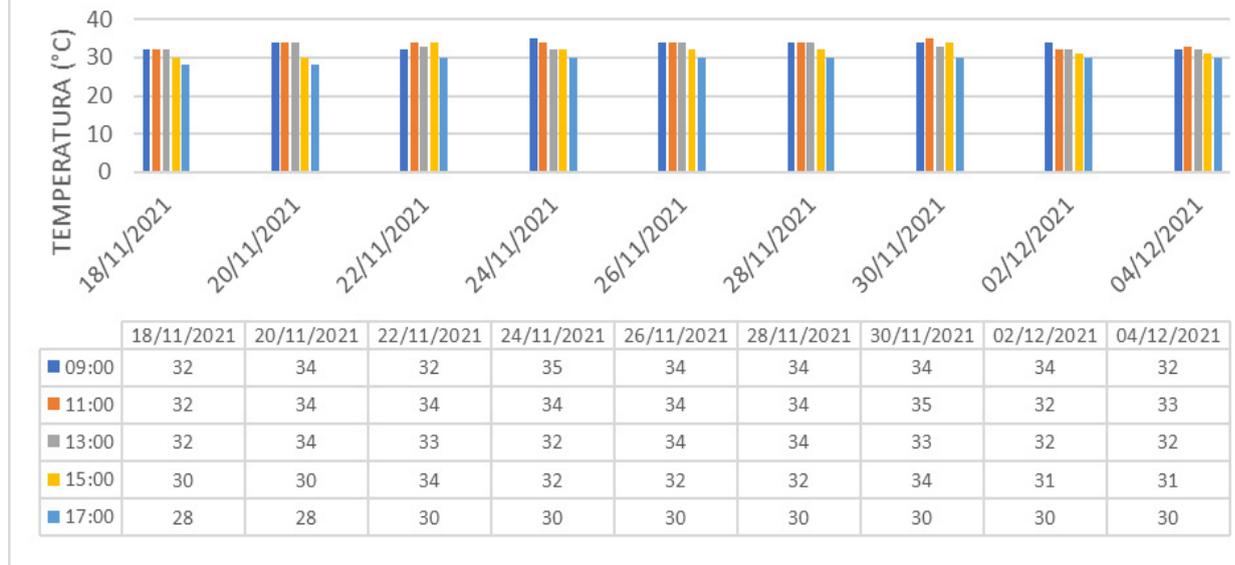


Gráfico 5. Temperatura do solo em vasos descobertos expostos ao sol nos dias de aferição.