



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AGROALIMENTAR
UNIDADE ACADÊMICA DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CAMPUS POMBAL - PB**

Reação de acessos de jerimum (*Cucurbita* spp.) a *Meloidogyne incognita*

MARIA IZABEL DE ALMEIDA LEITE

POMBAL-PB

2023

MARIA IZABEL DE ALMEIDA LEITE

Reação de acessos de jerimum (*Cucurbita* spp.) a *Meloidogyne incognita*

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Coordenação do Curso de Agronomia da Universidade Federal de Campina Grande, Campus Pombal, como um dos requisitos para obtenção do grau de Bacharel em Agronomia.

Orientador: Prof. D. Sc. Fernandes Antonio de Almeida

POMBAL – PB

2023

L533r Leite, Maria Izabel de Almeida.

Reação de acessos de jerimum (*Cucurbita* spp.) a *Meloidogyne incognita* / Maria Izabel de Almeida Leite. – Pombal, 2023.
45 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Agronomia) –
Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e
Tecnologia Agroalimentar, 2023.

“Orientação: Prof. Dr. Fernandes Antonio de Almeida”. Referências.

1. *Cucurbitaceae*. 2. Resistência genética. 3. Nematóide de galha. I.
Almeida, Fernandes Antonio. II. Título.

CDU 635.62 (043)

Ficha catalográfica elaborada pela bibliotecária Auxiliadora Costa (CRB 15/716)

MARIA IZABEL DE ALMEIDA LEITE

Reação de acessos de jerimum (*Cucurbita* spp.) a *Meloidogyne incognita*

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Coordenação do Curso de Agronomia da Universidade Federal de Campina Grande, Campus Pombal, como um dos requisitos para obtenção do grau de Bacharel em Agronomia.

Apresentada em 28/06/2023

BANCA EXAMINADORA



Orientador – Prof. Dr. Fernandes Antonio de Almeida

UFCG – CCTA



Membro – Prof. Dr. Ancélio Ricardo de Oliveira Gondim

UFCG-CCTA



Membro – Prof. Dr. Kilson Pinheiro Lopes

UFCG-CCTA

POMBAL – PB

2023

Aos meus pais Abnôr Pereira Leite e Luciana Izabel N. de A. P. Leite, e aos meus irmãos Tiago Wesley, João Neto e Ana Lucia, por todo amor e incentivo.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Este trabalho é o resultado de muitos esforços, dedicações, momentos e emoções vividas em várias etapas da minha graduação, no qual não seria possível vivenciado sem o apoio, incentivo, contribuições e acolhimentos de todos que me ajudaram a chegar até o presente momento, deixo portanto, aqui o meus agradecimentos.

Agradeço à Deus pelo dom da vida, por me guiar, iluminar e proteger em cada passo.

Aos meus pais Abnôr Pereira Leite e Luciana Izabel N. de A. P. Leite, por todo amor dedicado, carinho, apoio, cuidado, esforço, confiança, orações e base forte. Por sempre estarem presentes na minha vida, não me deixando desistir ou desanimar.

Aos meus irmãos Tiago Wesley, João Neto e Ana Lucia por todo amor, apoio e companheirismo em todos os momentos da minha vida.

Aos meus avós João Pereira Leite (*in memorian*) e Neusa Pereira Leite por todo apoio, ensinamentos e amor dedicado.

Aos meus tios e primos pelas orações, amor e apoio em toda minha graduação, em especial a minha tia Luciene Pereira pelos esforços, orações e por todo apoio.

A Ranyelly Oliveira e aos seus pais que abriram as portas da sua casa, me acolheram desde o primeiro dia da minha graduação.

Ao meu orientador Prof. Dr. Fernandes Antonio de Almeida por todos os ensinamentos, contribuições, conselhos, por ser inspiração como profissional e todo acolhimento durante a minha graduação, que foram fundamentais pra toda minha trajetória acadêmica.

Ao meu tutor Prof. Dr. Kilson Pinheiro Lopes por ter me acolhido, pelos ensinamentos, contribuições e apoio em toda minha graduação.

Ao grupo Pet Agronomia que foi base para meu crescimento acadêmico e pessoal e ao FNDE/MEC pela bolsa que me permitiu permanecer na graduação, aos integrantes que se tornaram amigos, pelo apoio e companheirismo nesses anos de graduação.

Aos professores Adriana Lima, Lauriane Almeida, Ancélio Ricardo e todos os professores e colaboradores do CCTA, que contribuíram de forma significativa para minha formação.

Ao meu supervisor de Estágio Obrigatório Inácio Marinho, extensionista Empaer-PB, por todos os ensinamentos, contribuições e apoio no final da minha graduação.

As minhas amigas Yara Dafnne, Mayara Cristina, Erineide Sousa, Monayza Figueiredo que me apoiam em todos os momentos da minha vida.

Aos meus amigos que conquistei durante a minha graduação, em especial Anny Karollinny, Rafaela Torres, Tatiana Feitoza, Anderson Queiroz, Eduardo Nascimento, Poliana Linhares, Larissa Macedo, Victor Hugo, Felype Jonathar, Laurenio Ventura, Wallace Ruan, Emanuel Alexandre, Fellicio Gonçalves, Emerson Lira, Wesley Souza, Raquel Santos, Nadiana Souza, Vitoria Cristina, Paloma Domingues, Rafael Silva, Leticia Silva, Alesia Alves, Brenda Martins, Patrick Lima e Daiane Mirian. Todos vocês são muito importantes para mim, tornando essa jornada mais leve e foram essenciais para realização desse sonho.

A todos, muito obrigada e que Deus os abençoe!

“Não fui eu que ordenei a você? Seja forte e corajoso! Não se apavore nem desanime, pois o Senhor, o seu Deus, estará com você por onde você andar”.

Josué 1:9

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1-** Mapa da UFCG, Campus Pombal, 2023. 26
- Figura 2.** Avaliação comprimento das raízes (A); Avaliação do volume radicular (B). 28
- Figura 3.** Preparação das amostras de raiz para quantificação em microscópio óptico. 29
- Figura 4.** Preparação de amostras de solo para quantificação em microscópio óptico. 29

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. População de nematoides com ovos/juvenis na raiz (OJ/R); nematoides por grama de raiz (N/gR); ovos e juvenis no solo (OJ/S); fitomassa fresca de raiz (FFR); comprimento radicular (CR) e volume de raiz (VR), na cultura do jerimum crioulo. ...	31
Tabela 2. Médias de Índices de reprodução (IR); Fator de reprodução (FR) e Redução do Fator de Reprodução (RFR) de jerimum crioulo na presença de <i>Meloidogyne incognita</i> . Pombal, 2019.....	33

SUMÁRIO

RESUMO.....	xi
ABSTRACT	xii
1. INTRODUÇÃO	13
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	15
2.1 Aspectos gerais das Cucurbitaceae	15
2.2 Diferença entre a abóbora e o jerimum	Erro! Indicador não definido.
2.3 Cultivo do jerimum na região Nordeste do Brasil	17
2.4 Importância socioeconômica e nutricional da cultura	Erro! Indicador não definido.
2.5 Desafios fitossanitários na cultura do jerimum	20
2.6 Métodos de Controle de <i>Meloidogyne</i> em Cucurbitaceae	23
3. MATERIAL E MÉTODOS	26
3.1. Localização do experimento	26
3.1. Aquisição dos acessos.....	27
3.2. Obtenção e preparação do inóculo	27
3.3. Condução experimental.....	27
3.4. Avaliação de parasitismo sobre as plantas.	28
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
5. CONCLUSÃO	35
6. REFERÊNCIAS	36

LEITE, M. I. de A. **Reação de acessos de jerimum (*Cucurbita* spp.) a *Meloidogyne incognita***. 2023. 45 f. Monografia (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal de Campina Grande, Pombal, 2023.

RESUMO

Diversas variedades crioulas de cucurbitáceas são cultivadas no Brasil, principalmente por pequenos e médios produtores nas regiões norte e nordeste. Porém, as perdas causadas por patógenos de solo, como os nematoides de galha, são significativas. Objetivou-se avaliar a reação de oito acessos de jerimum (*Cucurbita maxima*), ao parasitismo de *Meloidogyne incognita*. O experimento foi conduzido em casa de vegetação e Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal de Campina Grande - UFCG, Campus Pombal, em delineamento inteiramente casualizado, com dez tratamentos, com cinco repetições. Cada parcela foi constituída por uma planta por vaso de 4 dm³ e mantidas em casa de vegetação, inoculadas com 4.000 ovos/juvenis de segundo estágio de *M. incognita*. Após 60 dias da inoculação, as plantas, foram avaliadas para fitomassa fresca de raiz, comprimento de raiz, volume de raiz, número ovos e juvenis na raiz, ovos e juvenis no solo; nematoide por grama de raiz; índices de reprodução (IR); fator de reprodução (FR) e redução do fator de reprodução (RFR). Todos os acessos de jerimum apresentaram reação de resistência a espécie de *M. incognita* quando se utilizou dos critérios de índice de reprodução e fator de reprodução. Entretanto, quando empregado o critério de avaliação de redução do fator de reprodução, os acessos foram classificados apenas como moderadamente resistentes. Os resultados indicam potencialidade dos acessos de jerimum em programas de melhoramento na identificação dos principais genes que confere essa resistência.

PALAVRAS-CHAVES: *Cucurbitaceae*, resistência genética, nematoide de galha

LEITE, M. I. de A. **Reaction of pumpkin accessions (*Cucurbita* spp.) to *Meloidogyne incognita***. 2023. 45 f. Monograph (Graduation in Agronomy) – Federal University of Campina Grande, Pombal, 2023.

ABSTRACT

Several native varieties of cucurbits are cultivated in Brazil, mainly by small and medium producers in the North and Northeast regions. However, losses caused by soil pathogens, such as root-knot nematodes, are significant. The objective was to evaluate the reaction of eight accessions of pumpkin (*Cucurbita maxima*) to the parasitism of *Meloidogyne incognita*. The experiment was carried out in a greenhouse and in the Plant Pathology Laboratory of the Federal University of Campina Grande - UFCG, Campus Pombal, in a completely randomized design, with ten treatments, with five replications. Each plot consisted of one plant per pot of 4 dm³ and kept in a greenhouse, inoculated with 4,000 second-stage eggs/juveniles of *M. incognita*. After 60 days of inoculation, the plants were evaluated for fresh root mass, root length, root volume, number of eggs and juveniles in the root, eggs and juveniles in the soil; nematode per gram of root; reproduction indexes (RI); reproduction factor (FR) and reproduction factor reduction (RFR). All jerimum accessions showed resistance to the *M. incognita* species when the reproduction index and reproduction factor criteria were used. However, when the reproduction factor reduction evaluation criterion was used, the accessions were only classified as moderately resistant. The results indicate the potential of jerimum accessions in breeding programs to identify the main genes that confer this resistance.

KEYWORDS: *Cucurbitaceae*, genetic resistance, root-knot nematode

1. INTRODUÇÃO

A família botânica Cucurbitaceae, compreende aproximadamente 120 gêneros e mais 850 espécies, incluindo hortaliças que são importantes fontes de alimentos e plantas ornamentais, amplamente cultivadas em todo mundo (TEPPNER, 2004; OJO, 2016). Entre as espécies de maior relevância econômica estão aquelas pertencentes aos gêneros *Citrullus* (melancia), *Cucumis* (melão, maxixe e pepino), *Cucurbita* (abóbora, jerimum caboclo e abobrinha), *Lagenaria* (cabaça), *Sechium* (chuchu). Algumas espécies como a melancia, melão, pepino e abóbora, representam aproximadamente 20% da produção mundial de olerícolas, a melancia em primeiro lugar, neste ranking, seguida pelo pepino, e em menor quantidade estão os melões e as abóboras (ALMEIDA, 2002; ASSIS et al., 2012).

No Brasil, existe uma grande diversidade de Cucurbitáceas, que apresenta uma ampla adaptação à maioria das condições edafoclimáticas. Dentre as espécies dessa família, destacasse o gênero *Curcubita*, sendo a *C. moschata* (abóboras e abobrinhas) e *C. maxima* (morangas e jerimum), as duas mais cultivadas no território nacional (PRIORI et al., 2013).

Algumas espécies do gênero *Cucurbita* tem grande relevância na alimentação humana, sendo seus frutos são utilizados também para alimentação animal, além de servir como fontes de óleos, proteínas e fibras. Além disso, são utilizadas como matéria-prima para fabricação de garrafas, cachimbos, instrumentos musicais, máscaras e esponjas, que tem aplicação na higiene pessoal (ESQUINAS-ALCAZAR & GULICK, 1983; NUEZ et al., 2000; BISOGNIN, 2002; FEIJÓ, 2005).

Na região Nordeste do Brasil, a *Cucurbita pepo*, é bastante explorada principalmente nos estados da Bahia, Maranhão, Pernambuco e Sergipe, correspondendo a 24,1% da produção nacional (BLANK et al., 2013). Em grande parte desses estados, a exemplo da Paraíba, essa espécie é conhecida como jerimum, que se apresenta como cultura de subsistência (CARMO et al., 2011), além de possuir importância social na geração de empregos, devido a grande demanda de mão-de-obra, desde o cultivo até a comercialização (HEIDEN et al., 2007). No entanto, essa cultura está sujeita a diversos fatores bióticos, entre os quais se destacam, os nematoides de galhas, considerados limitantes na redução da produção em todo mundo (SIKORA & FERNANDEZ, 2005; TALAVERA et al. 2012).

No Brasil, as espécies de nematoides de maior ocorrência em cultivo de cucurbitáceas, destaque para os formadores de galhas *Meloidogyne javanica* e *M.*

incognita, considerados nematoides chave, para essa cultura (PINHEIRO & AMARO, 2010). Essas espécies de nematoides causam sérios prejuízos as plantas, uma vez que desenvolvem galhas no sistema radicular comprometendo a absorção de água e nutrientes do solo, o que acarreta uma redução da produção (AGRIOS, 2005).

Nas últimas décadas, tem sido observado uma crescente busca por resistência genética no manejo de nematoides de galhas e outros patógenos, para todas as culturas de expressão agrônômica, visando substituir o uso de defensivos químicos, no entanto, a disponibilidade de genes de resistência ainda não são completamente descritas para todas as espécies, inclusive para o gênero *Cucurbita*. Apesar disso, estudos recentes tem se mostrado promissores para algumas espécies de nematoides em Cucurbitaceae (TALAVERA-RUBIA et al., 2018) e Solanaceae, revelando uma grande variabilidade no status do hospedeiro em relação as espécies de nematoides de galhas, o que sugere fornecer tolerância (LÓPEZ-GÓMEZ et al. 2016; HALLMANN & KIEVNICK, 2018).

Nesse sentido, a identificação do potencial de resistência em culturas consideradas de subsistência, como alguns genótipos de cucurbitáceas, frente as diferentes espécies de nematoides, oferece mais uma alternativa em substituição ao uso de defensivos químicos e redução na contaminação ambiental. Portanto, o objetivo do estudo foi avaliar a reação de acessos de jerimum (*Cucurbita maxima*), ao parasitismo de *M. incognita*.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Aspectos gerais da família Cucurbitaceae

A família Cucurbitaceae é considerada uma das mais importantes dentre as hortaliças-fruto, principalmente, pela sua produção de alimentos e fibras (HORA et al., 2018). Esta família está distribuídas em regiões tropicais úmidas ou áridas, da América do sul e florestas, campos e savanas da África, adaptando-se a as diversas condições edafoclimáticas (JEFFREY, 2005).

De acordo com Kocyan et al. (2007) e Schaefer & Renner (2011), cerca de 50% das espécies são monoicas, enquanto a outra metade é dioica. No entanto, as culturas que são consideradas anuais são na verdade perenes, pois as cucurbitáceas têm crescimento indeterminado e morrem ao final do ciclo produtivo devido ao esgotamento dos órgãos vegetativos, assim as culturas perenes são cultivadas como anuais pela prática de manejo e não resultado de mudanças genéticas (CHOMICKI et al., 2017).

Quanto as características morfológicas das Cucurbitaceae, essas lhe conferem por serem arbustivas e trepadeiras, com caules prostrados, rastejantes, apresentando gavinhas, podendo ser ramificadas ou não, suas folhas são simples, alternadas, estipuladas, pecioladas, suas inflorescências podem ser paniculadas, racemosas, umbeladas a subumbeladas, fasciculadas, corimbose ou flores solitárias, e suas sementes são normalmente compridas, as vezes aladas, com embriões em linha reta, são facilmente reconhecidas principalmente pelo fruto do tipo pepo (baga de casca dura), seus frutos são grandemente produzidos com uma variedade de formas e tamanhos (NESOM, 2020; AMARO et al., 2021).

Sendo uma das famílias com maior diversidade genética do mundo (MA et. al., 2022), uma das culturas de interesse são as espécies de abóboras e jerimuns, sendo as mais comercializadas comumente as espécies *Cucurbita pepo*, *Cucurbita moschata*, *Cucurbita máxima*, no qual, apresentam grande diversidade de nomes populares, tornando-a de difícil identificação correta da espécie (HEIDEN et al., 2007).

A espécie o *Cucurbita pepo*, apresenta a maior variabilidade de genótipos e de fenótipos para as características de fruto dentre as espécies cultivadas, nessa espécie podem ser observados espinhos nos caules e nas folhas, as quais são cortadas e os lóbulos angulosos, outro destaque é o pedúnculo dos frutos, que apresenta divisões bem

perceptíveis e não se alarga no ponto da inserção e suas folhas que podem ou não apresentar manchas prateadas (HEIDEN et al., 2007; HORA et al., 2018).

Para a *Cucurbita moschata*, no qual se diferencia da espécie *C. pepo*, devido a suas folhas lisas com manchas prateadas, e não possuem pelos, outra característica é o seu pedúnculo duro, angular e achatado na inserção com o fruto, as sementes normalmente apresentam coloração creme e são enrugadas (HEIDEN et al., 2007; HORA et al., 2018). Quanto a espécie *Cucurbita maxima*, possui caules compridos, macios e arredondados, suas folhas são grandes e sem divisões com lóbulos arredondados e sem pilosidade ou manchas prateadas, outra característica marcante é decido ao seu pedúnculo arredondado que após sua floração ele alarga-se e quebra (HORA et al., 2018).

Dentre as mais diferentes espécies, tem-se as abóboras e jerimums, no qual apresentam diferenças principalmente nas variações linguísticas. A sociolinguística é o estudo da língua em seu uso real e local (MARTELLOTA, 2008), dentro desse contexto a diversidade linguística se dá principalmente pelas diferenças geográficas (SOUSA & LIMA, 2019), essa variação linguística, acontece também com abóbora e o jerimum, alguns autores destacam que abóbora é de origem portuguesa e Jerimum de origem indígena ou seja, essa variação, no qual, torna a abóbora conhecida como jerimum, é oriunda dos indígenas de língua Tupi, que a chamavam de jerimum, com uma diferenciação na linguagem pela sua forma, sendo jerimum-iuru (pescoço) e mum (apertado, estreito) (NELO; QUEIROZ; GONÇALVES, 2019).

No entanto, em trabalhos realizados nos municípios de Juazeiro-BA e Petrolina-PE, por Andrade et al. (2009), identificaram abóbora como sendo a espécie *C. moschata* enquanto jerimum seria a espécie *C. maxima*. Porém, Heiden et al. (2007), lançaram material didático na forma de chave descritiva para identificação das espécies de abóboras (*Cucurbita*, Cucurbitaceae) cultivadas no Brasil, reconhecem as espécies *cucurbita argyrosperma*, *C. ficifolia*, *C. maxima*, *C. moschata* e *C. pepo* como sendo abóboras.

Em pesquisa realizada por Ferreira et al. (2011), as abóboras são chamadas localmente de jerimum caboclo no caso de *C. maxima* e jerimum de leite (*C. moschata*). Os autores ainda destacam que tem-se a abóbora como a espécie *C. moschata* Duchesne ex Lam., e outra denominação, moranga para a espécie *C. maxima* Duchesne ex Lam., que são comumente conhecidas nas diversas regiões como abóbora maranhão, jerimum, jerimum caboclo, jerimum de leite, jerimum jandaia, entre outros nomes populares.

Assim, pode-se afirmar que essas variações são determinadas pelo conhecimento regional, na Região Nordeste do Brasil, *C. moschata* é conhecida como ‘abóbora de leite’

ou ‘jerimum de leite’, enquanto *C. maxima*, é conhecida na região Sul e Sudeste do Brasil como ‘moranga’, tem a denominação de ‘jerimum ou ‘jerimum caboclo’ na região Nordeste (RAMOS et al., 2010). Ou seja, de forma geral e popular o termo abobora é usada indistintamente para frutos do gênero *cucurbita* (abobrinhas, morangas e jerimuns), contudo tecnicamente o termo abobora é usado para a espécie *C. moschata* e o termo jerimum para a espécie *C. maxima* (RAMOS et al., 2010).

Outra forma de diferenciação das espécies são as características botânicas, ou seja, as características vegetativas como base do caule, pedúnculo e pilosidade é o que irá diferenciar as espécies cultivadas. O jerimum possui um pedúnculo cilíndrico, de consistência corticosa, com caule moderadamente piloso, e não possui dilatação na inserção do fruto, já a abóbora possui um pedúnculo consideravelmente duro pentaquiado, com inserção no fruto o que forma uma base larga e achatada, e seu caule e folhas não possui pilosidade (WHITAKER; ROBINSON, 1986).

No geral, as aboboras e jerimuns, são plantas anuais, monoica, rasteiras e trepadeiras, com caule herbáceo e rastejante, provido de gavinhas e com raízes adventícias, suas folhas são grandes, com pecíolos longos, de cor verde escuro, com grandes flores amarelas, flores masculinas e femininas em diferentes parte da mesma planta, mas ocorrendo predominância de flores masculinas em relação às femininas, com seu ovário destacado no formato do fruto que irá originar, na maioria das cultivares (BISOGNIN, 2002; HEIDEN et al., 2007; FERREIRA, 2008), se desenvolvem bem em diversos tipos de solos, porém não toleram excesso de umidade, seu desenvolvimento vegetativo, floração e frutificação ocorre ao mesmo tempo (UNITED STATES, 2020; AMARO et al., 2021).

2.2 Cultivo do jerimum na região Nordeste do Brasil

O cultivo de jerimum vem se tornando cada vez mais intensa na região Nordeste. Na Paraíba ocupa a 8ª posição de produção na região, sendo responsável por cerca de 3.030 hectares de área colhida, com quantidade produzida em torno de 3.964 toneladas, sendo aproximadamente 14.980 estabelecimentos, responsáveis pela sua comercialização, dentro do estado o maior produtor é a cidade de Lagoa Seca, no Agreste paraibano, que fica a 130.60 km de distância da capital João Pessoa. A produção de jerimum ainda contempla os estados da Bahia (61.235 t.), Pernambuco (18.676 t.), Maranhão (13.311 t.), Piauí (8.070 t.), Rio Grande do Norte (7.741 t.), Ceará (7.445 t.), Sergipe (4.600 t.) e Alagoas (1.642 t.) (FAMUP, s.d.; IBGE, 2023).

O cultivo crescente dessa hortaliça na região, acontece principalmente pelas condições climáticas favoráveis para o desenvolvimento da cultura, pois a mesma se desenvolve principalmente em locais de clima seco e quente, podendo produzir durante todo o ano em locais de climas mais quentes, secos e ensolarados, com temperatura que variam de 18 a 30°C, não tolerando temperaturas abaixo de 10°C (AQUINO, 2019; CELESTINO, 2021).

Na região Nordeste, o plantio tem sido feito de forma consorciado com fruteiras (coco, banana, citrus), além desse cultivo considerado em sequeiro, também plantios em vazantes e, em menor escala, em áreas irrigadas como, por exemplo, nos Estados da Bahia e Pernambuco, no Vale do São Francisco, e no Estado do Ceará (Projeto de Irrigação Tabuleiro de Russas), esses agricultores, classificam seus plantios como de “verão” (áreas irrigadas) e como de “inverno” (disperso em todos os municípios de modo extensivo) (RAMOS et al., 2010).

Algumas cultivares são produzidas mais intensamente no Nordeste, como os híbridos do tipo Tetsukabuto (abóbora japonesa ou cabotiá), na região Sul da Bahia, e abóboras do tipo Jacarezinho, no Vale do Rio São Francisco, no entanto, de uma forma geral, o cultivo em toda a região Nordeste é realizado com as variedades locais, comuns, ou crioulas, cujas sementes são mantidas tradicionalmente pelos produtores, e em seguida, as cultivares do tipo “Jacarezinho”, a cultivar mais comumente conhecida é o jerimum caboclo ou jerimum comum, cultivares que ainda não passaram por processo clássico de melhoramento. (RAMOS et al., 2010).

Segundo Ramos et al. (2010), o plantio de abóboras e jerimums, na região Nordeste ocorrem principalmente em sequeiro, sendo utilizadas sementes selecionadas pelos próprios agricultores. Contudo, um método bastante usado na nessa região é o método de irrigação localizada, que visa aproveitar o máximo possível a água, atendendo a necessidade da cultura, evitando seu desperdício (SOUZA et al. 2013).

No Brasil, a produção de jerimum segundo dados do IBGE (2023), obteve um valor em 2017 equivalente a 366.010 mil reais, comercializados em 273.451 unidades de estabelecimentos, evidenciando a importância socioeconômica dessa hortaliça. Segundo Resende et al. (2013), essa importância socioeconômica é referente principalmente a geração de empregos diretos e indiretos, devido à necessidade de mão-de-obra, que vai desde o cultivo a comercialização do produto.

A região Nordeste se destaca quanto as áreas de produção, localizadas em pequenas propriedades. No entanto, essa realidade vem se tronando cada vez menor. Estudo realizado por Andrade et al. (2009), nos municípios de Juazeiro-BA e Petrolina-PE, 95% das propriedades agrícolas no qual foram visitadas houve predominância da ocorrência de jerimums e cerca de 71% das mesmas eram destinadas à alimentação familiar, enquanto 45% comercializavam o excedente.

Apesar de ser cultivada principalmente na região Nordeste, existe diversas razões para ampliação do cultivo de jerimum no país, que se dá pela diversificação na comercialização, pela venda de seus frutos inteiros, fatiados ou em pedaços, além de servir como alimento de forma direta pelo consumo de sua polpa ou das sementes ou de forma indireta através de alimentos derivados, e comercializados em diversos ambientes, como supermercados, mercadinhos, feiras livres, CEASAS e entre outros locais (RAMOS et al., 2012; FILGUEIRA, 2013).

Independentemente da renda mensal, o consumo da abobora é tradicional no Brasil, realizado indistintamente pela população, segundo dados do IBGE (2004), período de 2002 a 2003, o consumo per capita de abóbora no Brasil, considerando as hortaliças frutosas, foi de 1,196 kg, quando se considera o consumo per capita anual, variou de R\$ 400,00 (0,892kg) até mais de R\$ 3.000,00 (1,55kg), e o consumo de abobora na região Nordeste estabeleceu-se em torno de 1,09 kg.

Além da importância socioeconômica, o jerimum aumentou seu consumo diariamente devido aos seus benefícios ao serem incrementados na dieta dos consumidores, com altos teores nutricionais, essa hortaliça, se caracteriza por ser ricas em vitaminas A, B e C, compostos fenólicos, flavonoides, potássio, cálcio, fósforo e sódio (ALVES et al., 2010), serem ótimas fontes de fibras, além de possuírem em sua composição diferentes grupos de substâncias químicas, que desempenham um papel favorável ao organismo humano (JUNQUEIRA; CORRÊA; ERNESTO, 2017; BOTREL et al., 2020). Vale ressaltar dentre as suas contribuições nutricionais, estão as propriedades antioxidantes, anti-helmínticas, antimicrobianas, antidiabéticas, anticoagulantes, anti-hipertensivas, tornando-o visado para realizações de pesquisas científicas (ANASTÁCIO, et al., 2020).

Além da casca, polpa e sementes apresentarem uma grande importância nutricional, com um baixo percentual de água livre com alto teor de energia e nutrição, os óleos vegetais extraídos da semente também alto valor nutricional, relacionado à presença de ácido graxo monoinsaturado (MUFA) e ácido graxo poli-insaturado (PUFA)

(AMIN et al., 2019). Cuco; Cardozo-Filho; Silva (2019), avaliaram óleos extraídos de sementes de abóbora e uma mistura de sementes/casca, no qual o óleo da mistura apresentou melhor qualidade quando comparado ao óleo da semente, em relação ao teor de β -caroteno, tocoferóis e fitoesteróis e a atividade antioxidante.

Todas as partes da planta como, polpa, sementes, flores, folhas, brotos, raízes, são consumidas em quase todo o mundo, e contêm grandes quantidades de compostos bioativos, sua polpa é utilizada no preparo de diversos pratos, além de ser amplamente utilizado na indústria alimentícia na produção de doces, assados, sucos, geleias, marinadas e comida para bebês (KULCZYNSKI & GRAMZA-MICHALOWSKA, 2019).

Além disso, mundialmente empregado na preparação de produtos alimentícios que vão desde produção de torta de abóbora, pão, biscoitos, cheesecake, sobremesas, rosquinhas, entre outros produtos, no México, as sementes são usadas como néctar para fazer pastéis, conhecidos como palanquetas, e seus botões e flores para preparação de quesadilhas, outra espécie de *Cucurbita foetidissima* Kunth também são ricos em saponina, que pode ser usada como sabonete, xampu e alvejante (SALEHI et al., 2019).

2.3 Desafios fitossanitários na cultura do jerimum

O cultivo intensivo tem contribuído para o surgimento de diversas pragas e doenças em todas as áreas de exploração agrícola, principalmente pela falta de materiais resistentes (PINHEIRO & AMARO, 2010). Entre as pragas que causam prejuízos econômicos na cultura, destacando-se: Broca-dascucubitáceas (*Diaphania nitidalis* e *D. hyalinata*), responsáveis pelas perfurações e galerias nos frutos, seu ataque inviabiliza os frutos tanto para o comércio, quanto para o consumo; a Mosca-branca (*Bemisia tabaci*), que se alimenta da seiva das plantas hospedeiras e injeta toxinas, causando prateamento das folhas e redução na qualidade e produção dos frutos, além dessas tem-se os Pulgões (*Aphis gossypii* e *Myzus persicae*), Mosca-das-frutas (*Anastrepha grandis*), Minador de folhas (*Liriomyza huidobensis*), entre outros, que inviabilizam a continuidade de plantio (AMARO et al., 2021).

No caso das doenças fúngicas, nas cucurbitáceas, o oídio que tem agente causador o *Erysiphe cichoracearum* DC, é uma doença que se manifesta por manchas esbranquiçadas pulverulentas na face superior das folhas, quanto nas hastes e pecíolo, os sintomas evoluem para amarelamento e secamento, primeiramente nas folhas mais velhas

das plantas (CARDOSO et al., 2001). A incidência da doença tem ocorrência principalmente em regiões semiáridas, causando danos na quantidade, qualidade e tamanho dos frutos, além de reduzir o período produtivo das plantas (KUROZAWA & PAVAN, 1997; STADNIK et al., 2001).

Outra doença bastante de grande importância é a podridão-de-fitóftora, causada por *Phytophthora capsici* Leonian. Essa doença ataca qualquer parte da planta em todos os estádios de desenvolvimento, sendo mais notável nos frutos, por ser um agente habitante do solo, sua infecção ocorre em reboleiras, onde seus sintomas vão desde podridão mole e tombamento (*damping-off*) em pré-emergência, até as lesões circulares, seguidas de murcha e por fim morte. Mesmo após a colheita, os frutos continuam susceptíveis à infecção, levando ao apodrecimento (PEREIRA & PINHEIRO, 2014).

Nos últimos anos, tem crescido a Mancha alvo, causado pelo fungo, *Corynespora cassiicola*, considerada umas das doenças com alto poder destrutivos, principalmente em condições climáticas onde as regiões apresentam altas temperaturas e umidade. Os sintomas se iniciam com pontuações cloróticas, que evoluem para lesões que coalescem, para necroses e posterior morte das plantas, ao contrário da podridão-de-fitóftora, a Mancha alvo, não afetam os frutos diretamente, mas afeta seu desenvolvimento tornando-os deformados e com tamanho reduzido (TÖFOLI & DOMINGUES, 2018).

Segundo Töfoli & Domingues (2018), outras doenças fúngicas também afetam diretamente o crescimento, desenvolvimento e até pós colheita dos frutos de jerimum, são como: Murcha de *Phytophthora* (*Phytophthora capsici*), Murcha de *Verticillium* (*Verticillium dahliae*), Mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*), Rizoctoniose (*Rhizoctonia solani*), Murcha de Sclerotium (*Athelia rolfsii*), Míldio (*Pseudoperonospora cubensis*), Antracnose (*Colletotrichum orbiculare*), Sarna ou queima (*Cladosporium cucumerinum*), Manchas foliares (*Cercospora* spp., *Alternaria* spp.), Fusariose (*Fusarium solani*; *Fusarium oxysporum* f. sp. *niveum*).

Dentre as doenças causadas por bactérias tem-se a Podridão mole, causada pela bactéria *Erwinia chrysanthemi*, sua sintomatologia está associada a danos ocasionados por insetos ou injúrias mecânicas, que servem como porta de entrada e estabelecimento da bactéria. Ataca a parte interna do fruto, tornando-a apodrecida sem que cause danos as sementes. A primeira ocorrência dessa doença foi registrada no Distrito Federal, em plantação abóbora, onde os frutos foram atacados pela broca (*Diaphorina nitidalis*) apresentando uma região enegrecida na área afetada (MALAVOLTA; RODRIGUES NETO; ALMEIDA, 2002; HENZ; LOPES, 2004; SAMSON et al., 2005).

Outra doença de grande importância para o jerimum, é a Murcha Bacteriana, causada pela bactéria da espécie *Ralstonia solanacearum*. Ela provoca sintomas como murcha, onde a sintomatologia se inicia pelo amarelecimento das folhas, os tecidos vasculares das raízes e caules, inicialmente apresentam essa descoloração, posteriormente, segue-se de murcha, finalizando com a morte das plantas (BERIAN & OCCHIENA, 2018).

As bactérias do Gênero *Xanthomonas*, também causam diversos prejuízos em muitas culturas, no jerimum a mais comum é a doença do Crestamento bacteriano (*Xanthomonas cucurbitae*), seus sintomas iniciam com pequenas pontuações, com encharcamento na parte inferior das folhas, se estendendo a lesões, onde existe coalescimento, com folhas amareladas e tecido necrosado (SALAMANCA, 2014), nos frutos suas lesões começam com manchas circulares, e na pós-colheita estas lesões contribuem pela colonização de microrganismos secundários, causando podridão, no estágio de florescimento, acontece o apodrecimento do estigma com posterior não formação de frutos, já seus frutos, quando atacados apresentam manchas anasarcadas levando ao apodrecimento do fruto (BERIAN & OCCHIENA, 2018).

Segundo Berian & Occhiena (2018), são encontradas outras doenças bacterianas no jerimum como a Murcha bacteriana causada pelo *Erwinia tracheiphyla* e Mancha angular das cucurbitáceas, causada pela bactéria *Pseudomonas syringae* pv. lachrymans.

Das doenças viróticas do jerimum a mais comum é o Mosaico causado pelo vírus *Squash mosaic virus* – SqMV, a doença é frequente nas regiões nordeste e norte do País e no Distrito Federal, seus sintomas começam com manchas cloróticas em folhas jovens, com clareamento e formação de manchas verde-claras ou escuras, outra característica sintomatológica da doença é as projeções irregulares marginais que são resultados do retardamento do desenvolvimento dos tecidos foliares (PAVAN et al., 2018).

Segundo Jairajpuri & Ahmad (1992), os nematoides correspondem cerca de 90% de todos os organismos multicelulares, sendo seu filo Nematoda o mais rico em espécies. Estima-se que cerca de US\$125 bilhões são correspondentes aos prejuízos causados por esses patógenos à agricultura mundial (CHITWOOD, 2003), sendo economicamente mais prejudiciais os gêneros *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Heterodera*, *Ditylenchus*, *Globodera*, *Tylenchulus*, *Xiphinema*, *Radopholus*, *Rotylenchulus* e *Helicotylenchus* (SASSER; FRECKMAN, 1987). Sendo os nematoides de galhas (*Meloidogyne* spp.) com maior importância às culturas agrícolas (LOPES & FERRAZ, 2016).

Na cultura do jerimumzeiro, o nematoide das galhas (*M. javanica* e *M. incognita*), causam danos significativos, por ser considerada hospedeiros favoráveis os sintomas do *Meloidogyne* spp. se caracteriza pela formação das galhas bem desenvolvidas no sistema radicular das plantas, causando má formação das plantas, amarelecimento das folhas, redução na produção, qualidade dos frutos e em altas infestações podem alcançar perdas de até 100% no início do plantio (OLIVEIRA et al. 2018).

Essas duas espécies de nematoides, são consideradas polífagos, o que compromete um número de espécies vegetais bastante amplo, a exemplo de abóbora, abobrinha, berinjela, moranga, melão, pepino, pimenta, pimentão e tomate estão entre as mais prejudicadas pelos nematoides. De acordo com Lopes & Ferraz (2016), os prejuízos causados por nematoides variam em função da densidade populacional inicial do patógeno no solo, da suscetibilidade do hospedeiro e das condições ambientais. Dessa forma, características assim, torna-se imprescindível a necessidade de alternativas múltiplas para reduzir os impactos de negativos dessa praga, tendo em vista que poucos ovos ou juvenis de segundo estágio do nematoide de galhas no solo, na época da implantação da cultura, são suficientes para reduzir a produção a níveis não econômicos.

2.4 Métodos de Controle de *Meloidogyne* em Cucurbitaceae

Devido a facilidade de dispersão e a percepção dos produtores para reconhecimento do ataque de nematoides, o controle é torna complexa e onerosa, assim como sua erradicação é praticamente impossível, devido a isso o manejo correto visa principalmente a redução da população de forma a torna-la possível de convivência na área sem que haja perdas econômicas significativa (FERRAZ; DIAS; FREITAS, 2001; TORRES et al., 2009). Visando o sucesso no manejo de controle é imprescindível a integração de estratégias e táticas, que envolvam todo o sistema de cultivo e com práticas duradouras (AGRIOS, 2005).

Assim, o *Meloidogyne* em *Cucurbitaceae* consiste na tomada de medidas como controle preventivo, rotação de cultura, uso de cultivares resistentes, tamanho das mudas, controle químico, dentre outras práticas de manejo culturais (OLIVEIRA et al. 2018). O controle preventivo é o mais eficiente e econômico quando comparados aos tratamentos curativos pós inoculação do nematoide, fundamentalmente o controle consiste em não utilizar áreas infestadas ou com histórico de infestação de nematoides, utilizar mudas

sadias e de produtores idôneos, além de se utilizar maquinários e equipamentos limpos, evitando que a área seja contaminada (LOPES, 2015; OLIVEIRA et al., 2018).

Outro controle eficaz é o manejo biológico, o uso de agentes biológicos como fungos e bactérias, reduz significamente a população de *Meloidogyne* spp., dentre os fungos mais utilizados no biocontrole de nematoides estão *Trichoderma* spp. e *Pochonia chlamydosporia* (HERNÁNDEZ; DÍAZ, 2008; BAÑOS et al., 2011; BORGES et al., 2013), dentre as bactérias usadas no biocontrole estão *Pseudomonas* spp. e *Bacillus* spp., a espécie *B. subtilis* se mostraram antagonistas de espécies de *Meloidogyne* (LINFORD; YAP; OLIVEIRA, 1938).

Os nematicidas sintéticos são usados e amplamente difundidos mundialmente, sendo destaque pela sua eficiência no controle desses patógenos, com ação quase imediata, apesar dos entraves quanto ao seu uso, a severidade dos prejuízos se faz indispensável o uso de formulações com ação nematicida menos tóxicas como alternativa para o controle (STOLF, 2006; HUSAIN et al., 2010; MIRANDA et al., 2012).

Contudo além do usos dessas estratégias, algumas medidas gerais devem ser tomadas visando evitar e reduzir a incidência desses fitopatogenos na área, com sementes certificadas, com produção de mudas certificadas, realização de pulverizações de forma preventiva, realizar adubação balanceada, adição de material orgânico melhora as propriedades físicoquímicas do solo, eliminação de plantas atacadas, erradicação de plantas daninhas, e na escolha da área com boa insolação, boa drenagem e arejada (OLIVEIRA et al., 2018; AMARO et al., 2021).

Um dos métodos mais econômicos e considerados ambientalmente seguros é a utilização de cultivares resistentes, no entanto culturas como melão, melancia, abóboras e jerimums comercializados no Brasil são susceptíveis ao *Meloidogyne* spp., estudos demonstram que a abóbora Goianinha, o melão redondo amarelo, a melancia *Charleston Gray* e a bucha vegetal são resistentes a *M. incognita*, entretanto esses dados são inconclusivos, isso fez com que a Embrapa Hortaliças iniciasse trabalhos sobre abóbora e melão para buscar fontes de resistência ao nematoide-das-galhas (PINHEIRO & AMARO, 2010). Segundo Campos et al. (2012), as plantas produzem substâncias que são conhecidas como metabolitos, que contribuem significativamente para redução da população de nematoides.

Assim como o uso de cultivares resistentes, a rotação de culturas tem se caracterizado por ser acessível ao produtor, seu objetivo é a diminuição da população na área, com a utilização de cultivares não hospedeiras, esse método necessita o

conhecimento da espécie de *Meloidogyne*, que facilitará a escolha da cultivar, são indicados a rotação com amendoim e as braquiárias (*Brachiaria brizantha*, *B. decumbens*) para áreas infestadas com *M. incognita* ou com infestação conjunta com *M. javanica*, vale ressaltar que algumas olerícolas podem ser usadas na rotação desde que se conheça a espécie para selecionar variedades resistentes e que se evite plantio de cultivares susceptíveis (OLIVEIRA et al., 2018).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Localização do experimento

O ensaio foi conduzido na estufa e no Laboratório de Fitopatologia (Figura 1), situado no Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar da Universidade Federal de Campina Grande-UFCG, Campus de Pombal-PB, cuja localização geográfica está definida pelas coordenadas: 06°46'13' de latitude Sul, 37°48'06' de longitude Oeste e altitude aproximada de 184 m (BELTRÃO et al., 2005). O substrato utilizado foi uma mistura de solo-areia-esterco na proporção 3:2:1, respectivamente. Todo substrato foi previamente autoclavado a 120 °C e pressão de 1,05 Kgcm², por uma hora.

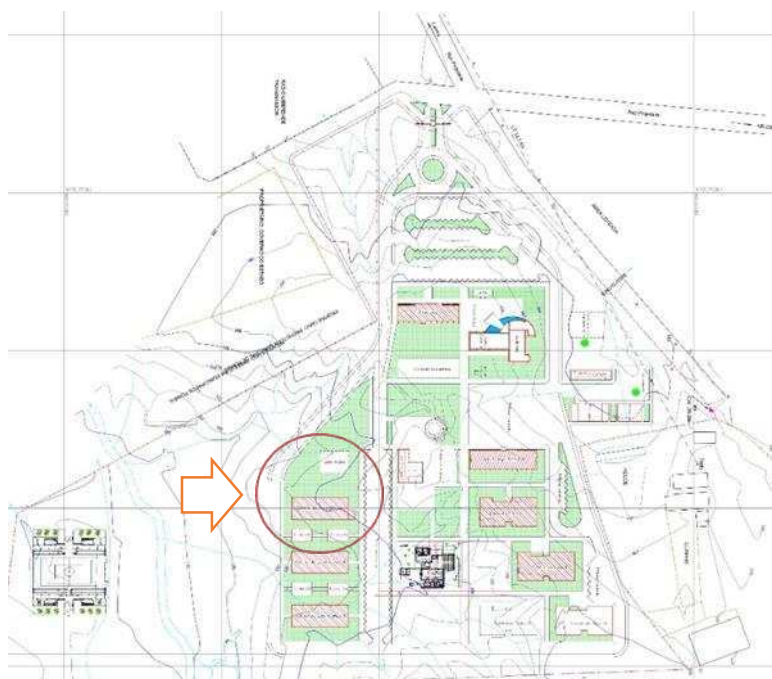


Figura 1- Mapa da UFCG, Campus Pombal, 2023.

Fonte: Adaptação do mapa do Site oficial da UFCG.

As características químicas e físicas do substrato foram avaliadas previamente, e apresentaram os seguintes resultados: pH em H₂O: 8,48; N: 0,5%; P: 60 mg dm⁻³; K: 6,64 cmolc dm⁻³; Na⁺ : 0,00 cmolc dm⁻³ ; Al⁺ : 0,00 cmolc dm⁻³ ; Ca: 3,65 cmolc dm⁻³ ; Mg: 4,25 cmolc dm⁻³ ; H + Al: 0,00 cmolc dm⁻³ ; MO: 25, 92 g/kg⁻¹; areia: 86,96%; argila: 7,46% e silte 5,58%, o solo usado foi um neossolo flúvico.

3.1. Aquisição dos acessos

As sementes de jerimum “crioulas” (*Cucurbita maxima*), foram obtidas por meio de uma parceria com os pequenos produtores da região do sertão da Paraíba. Já as variedades o tomateiro cv. “Santa Clara” e abóbora da cv. Tetsukabuto, utilizadas como testemunhas, foram adquiridas de casa comercial na cidade de Pombal. Os acessos de jerimum utilizadas nos tratamentos, foram classificados em função das características fenológicas distintas observadas na flor e na coloração da casca dos frutos. De acordo com os produtores da região, os oito acessos de jerimum empregados no estudo, recebem as seguintes denominações: Verdadeiro comprido; Verdadeiro globular; Leite globular; Caboclo amarelo; Leite amarelo; Leite verde; Caboclo laranja e Leite vermelho.

3.2. Obtenção e preparação do inóculo

A espécie de *Meloidogyne incognita*, utilizado no ensaio, foi cedido pela Universidade Federal Rural de Pernambuco-UFRPE, e mantido em casa de vegetação para multiplicação em mudas de tomateiro Cv. Santa Clara. Dessa forma, foram produzidas juvenis de segundo estágio (J2) para serem utilizadas como inóculo no experimento. A espécie patogênica empregada foi identificada previamente, com auxílio de microscópio óptico, em estudo morfo-anatômico por meio do exame da configuração perineal confrontada com a literatura específica (HARTMAN & SASSER, 1985).

3.3. Condução experimental

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado com oito acessos de jerimum, denominado de material “crioula”, sob a presença *M. incognita*. Foram utilizadas 5 repetições e duas testemunhas: tomateiro cv. Santa Clara, como padrão da suscetibilidade para confirmação da viabilidade do inóculo e a segunda com abóbora comercial da cv. Tetsukabuto, utilizada como testemunha negativa sem o inoculo.

As sementes dos acessos foram previamente selecionadas e semeadas em bandeja de poliestireno expandido, com 128 células, contendo substrato comercial. Após quinze dias de germinadas, as mudas foram transplantadas para vasos plásticos com capacidade para 4,0 dm³, contendo substrato.

Após o quinto dia do transplântio, foi realizado a extração *M. incognita* de plantas tomateiro, empregadas na multiplicação do inóculo, conforme metodologia de Hussey & Barker (1973), com as modificações propostas por Bonetti & Ferraz (1981). Em seguida, realizou-se a inoculação com 10 mL de suspensão do inóculo (4.000 ovos/J2 de *M.*

incognita), distribuídos em três aberturas (“orifícios”) de 3,0 cm de profundidade aproximadamente, distanciados 2,0 cm entre si e do hipocótilo.

As plantas inoculadas foram mantidas em casa de vegetação sob regime de regas diárias, divididas em dois turnos (manhã e tarde), permanecendo assim, sob observação durante sessenta dias de convívio dos nematoides aos diferentes acessos de jerimum.

3.4. Avaliação de parasitismo sobre as plantas.

As avaliações foram realizadas após sessenta dias da inoculação. Foram estimadas as seguintes características agronômicas: massa fresca radicular (g), medida com o auxílio de balança semi-analítica; comprimento radicular (cm), empregando régua graduada de 50 cm e volume radicular (cm³), calculado pela diferença do volume de água deslocada na proveta de 1000mL após a imersão das raízes, e considerando como volume padrão 400 mL (Figura 2). Antes das referidas avaliações, as raízes foram lavadas em água corrente para retirada de agregados do solo, em seguida foram secadas sobre papel toalha.

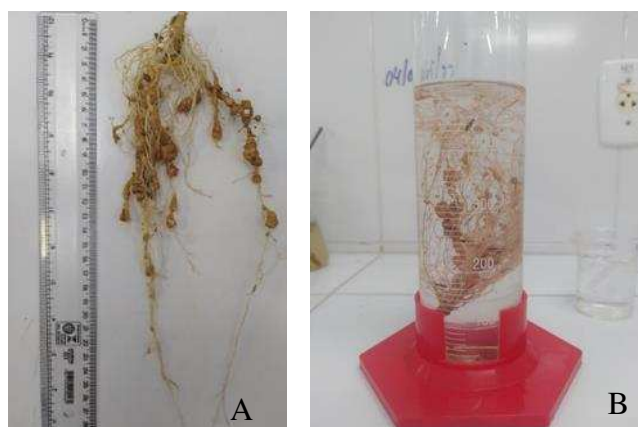


Figura 2. Avaliação comprimento das raízes (A); Avaliação do volume radicular (B).

Fonte: Arquivo pessoal.

Para determinar a população de nematoides nas raízes, foram realizadas as seguintes etapas: número de ovos na raiz (OR) e número de juvenis na raiz (JR), através da liquidificação, em que as raízes foram imergidas em 300mL de água com uma solução de hipoclorito de sódio (NaClO) a 1% por 30 segundos, em baixa rotação, peneiramento e centrifugação em solução de sacarose, conforme do método proposto por Hussey & Barker (1973), modificada por Bonetti & Ferraz (1981) (Figura 3). Os nematoides foram quantificados em uma lâmina de Peters metalizada, utilizando um microscópio óptico aumento de 40x.



Figura 3. Preparação das amostras de raiz para quantificação em microscópio óptico.
Fonte: Arquivos pessoal.

Para às estimativas da população de nematoide no solo, foram quantificados o número de ovos do solo (OS) e número juvenis do solo (JS), realizadas a partir de amostras de solo com 300 cm³, através da técnica do peneiramento combinado a flutuação em centrifuga com solução de sacarose, descrita por Jenkins (1964) (Figura 4).



Figura 4. Preparação de amostras de solo para quantificação em microscópio óptico.
Fonte: Arquivo pessoal.

Além disso, foi calculado o fator de reprodução (FR) usando a razão: População inicial dividida pela População final (P_i/P_f), para determinação da reação das variedades, onde considera imune àquelas variedades com FR igual a 0, resistentes com aquelas FR menor que 1,0 e suscetíveis aquelas com FR igual ou maior que 1,0, conforme Oostenbrink (1966). Também, foi determinado o número de nematoide por grama de raiz (NGR), definido pela razão entre o número total de nematoides nas raízes e a massa fresca das raízes em gramas de cada parcela.

Quanto à variável redução do fator de reprodução (RFR), utilizou-se a metodologia proposta por Moura & Regis (1987). De acordo com essa metodologia, as plantas que proporcionam redução do fator de reprodução do nematoide de 100% são classificadas como altamente resistentes ou imunes (AR ou I), aquelas que apresentam uma redução de 96 a 99%, são consideradas resistentes (R), de 76 a 95%, são moderadamente resistentes (MR), de 51 a 75%, como pouco resistentes (PR), de 26 a 50% como suscetíveis (S) e 25% são classificadas como altamente suscetíveis (AS). Para o cálculo da RFR, tomou-se o maior valor de FR como padrão de suscetibilidade, considerado como 0 % de redução.

O Índice de reprodução (IR) foi determinado empregando a reprodução dos nematoides no tomateiro cv. Santa Clara, utilizada como testemunha padrão (100%) em comparação com os acessos do jerimum. Este cálculo foi realizado de acordo com a metodologia estabelecida por Taylor (1967). Para tanto, a população final (Pf) encontrada nos acessos do jerimum foi dividida pela encontrada no tomateiro, definindo assim, os índices de reprodução. A classificação quanto aos níveis de resistência dos acessos do jerimum, foram obtidos pelo critério de reprodução estabelecido por Taylor (1967). De acordo com esse critério, os acessos foram classificados da seguinte forma: S – acessos com planta suscetível, reprodução normal, IR acima de 51%; LR – acessos com plantas levemente resistente, IR de 26 a 50%; MoR – acessos com plantas moderadamente resistente, com IR de 11 a 25%; MR – acessos com plantas muito resistente, IR de 1 a 10%; AR/I – acessos com plantas altamente resistente/imune, com IR abaixo de 1%.

Os dados foram submetidos à análise de variância para diagnóstico de efeitos significativos através do teste “F” e as médias comparadas pelo Teste Scott-Knott, com nível de significância de 5%.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

O comportamento dos acessos de jerimum em resposta ao parasitismo de *Meloidogyne incognita*, se mostrou com grau de resistência efetivo para todas os materiais avaliados, com pequenas variações entre as variáveis estudadas (Tabela 1).

Tabela 1. População de nematoides com ovos/juvenis na raiz (OJ/R); nematoides por grama de raiz (N/gR); ovos e juvenis no solo (OJ/S); fitomassa fresca de raiz (FFR); comprimento radicular (CR) e volume de raiz (VR), na cultura do jerimum crioulo.

Características do parasitismo						
<i>Meloidogyne incognita</i>						
Tratamentos	OJ/R* (und)	Ng/R* (und)	OJ/S* (und)	FFR** (g)	CR** (cm)	VR** (mL)
Tomate (T)	3857 a	274,30 a	1114 a	17,99 c	18,4 b	213,2 c
Abóbora-NI ²	-	-	-	33,86 a	56,4 a	615,2 a
Verdadeiro compr.	493 b	19,04 b	42,0 c	25,10 b	24,4 b	232,8 c
Verdadeir. globular	560 b	20,99 b	28,6 c	27,21 b	32,8 b	375,6 b
Leite globular	599 b	19,34 b	36,2 c	28,72 b	60,2 a	639,2 a
Caboclo amarelo	598 b	14,31 b	73,2 b	37,00 a	56,6 a	635,2 a
Leite amarelo	454 b	14,81 b	114,4 b	29,81 b	42,2 a	629,4 a
Leite verde	624 b	39,22 b	89,6 b	17,20 c	29,7 b	612,2 a
Caboclo laranja	512 b	20,66 b	69,2 b	26,90 b	62,8 a	613,2 a
Leite vermelho	775 b	22,55 b	76,2 b	35,68 a	51,4 a	640,6 a
CV (%)	10,31	20,17	9,56	13,12	13,20	7,40

¹Médias seguidas de mesma letra minúscula na coluna não diferiram entre si, pelo teste de Scott-Knott, a 1% de probabilidade. N.I: Não Inoculada. *Dados do parasitismo foram transformados para Log₁₀ (X) para atendimento das pressuposições da análise de variância. **Dados agrônômicos foram transformados em raiz quadrada de (x+1). Dados originais na tabela

Foi observado uma redução significativa em todos os acessos de jerimum para as variáveis número de ovos e juvenis na raiz, bem como no número de nematoides por grama de raiz. Não houve diferença significativa entre os materiais, porém, eles diferiram

da testemunha suscetível, tomateiro “Santa Clara (Tabela 1). A dificuldade de infecção por parte da espécie em estudo, pode estar atribuída a potencialidade do mecanismo de resistência por barreira físicas e químicas, o que retarda a ação parasitária da praga, conforme apontam estudos já realizados por Fritsche-Neto & Borém (2012).

Verificou-se também uma redução ainda maior para o número de ovos e juvenis no solo, entre os acessos de jerimum “Verdadeiro compr.,” “Verdade. globular” e “Leite globular” diferindo estatisticamente dos demais acessos. Esses acessos apresentaram diminuição de 96,23%, 97,43% e 96,75%, respectivamente, em comparação a testemunha (Tabela 1). A variação entre o número de nematoides próximos as raízes de jerimum, devem estar associados a presença de compostos bioquímicos de cada material apresenta, o que caracteriza uma variabilidade de cada acesso. Estudos realizados por Schwan-Estrada et al. (2008), destacam que a produção de compostos bioquímicos pelas plantas, tem a capacidade de inibir o desenvolvimento do patógeno ou gerar condições adversas, o que implica na redução da doença nessas áreas de produção.

Em relação à fitomassa fresca do sistema radicular (Tabela 1), apenas os acessos “Caboclo amarelo” e “Leite vermelho” não diferiram estatisticamente da testemunha não inoculada (“Abóbora-NI”). Isso demonstra que, apesar da ação parasitária comprovada, as plantas expressaram a capacidade de desenvolvimento vegetativo. Contudo, as demais variedades apresentaram resultados significativamente inferiores à testemunha não inoculada, com destaque para o acesso “Leite verde” que apesar de promissor na redução da população de nematoides na raiz, obteve a menor massa fresca de raiz.

Estudos realizados por Sigüenza et al. (2005), com materiais da mesma família, cultivares de aboboras *C. moschata* e *C. metuliferus*, utilizadas como porta-enxertos no manejo de *M. incognita*, obtiveram resultados satisfatórios, com grau de tolerância, mas não resistentes ao nematoide, onde se observou influência negativa direta para algumas características vegetativas das plantas.

Para o comprimento radicular, (Tabela 1), verificou-se que com exceção dos acessos “Verdadeiro compr” e “Verdade. globular” todos os acessos de jerimum não diferiram estatisticamente da testemunha não inoculada. Já para a variável volume radicular, apenas os acessos “Verdadeiro compr” e “Verdade. globular” diferiram da testemunha não inoculada com médias significativamente baixas, porém não permitindo a multiplicação acentuada de *M. incognita* nesses acessos (Tabela 2).

A viabilidade do inoculo foi comprovada no experimento, por meio do tomateiro ‘cv Santa Clara’ que apresentou um fator de reprodução (FR) de 12,42 para *M. incognita*. Por outro lado, nos acessos de jerimum, não se observou multiplicação dos nematoides, sendo considerados resistentes (Tabela 2).

Tabela 2. Médias de Índices de reprodução (IR); Fator de reprodução (FR) e Redução do Fator de Reprodução (RFR) de jerimum crioulo na presença de *Meloidogyne incognita*. Pombal, 2019.

<i>Meloidogyne incognita</i>						
Tratamentos						
	IR¹ **	Classe	FR**	Classe	RFR	Classe
Tomate	100 a	S ²	12,42 a	S ²	S ²	S
Abóbora-NI ²	-	-	-	-	100,0 a	AR
Verdadeiro compr.	0,11 b	AR/I	0,133 b	R	85,99 b	MR
Verdade. globular	0,12 b	AR/I	0,147 b	R	88,72 b	MR
Leite globular	0,12 b	AR/I	0,158 b	R	87,67 b	MR
Caboclo amarelo	0,13 b	AR/I	0,167 b	R	86,99 b	MR
Leite amarelo	0,12 b	AR/I	0,142 b	R	88,08 b	MR
Leite verde	0,14 b	AR/I	0,178 b	R	85,83 b	MR
Caboclo laranja	0,12 b	AR/I	0,145 b	R	88,20 b	MR
Leite vermelho	0,18 b	AR/I	0,212 b	R	81,93 b	MR
CV (%)	2,60	-	6,80	-	9,90	-

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não se diferem pelo teste de Scott Knott a 1% de probabilidade.

Ao avaliar o fator de reprodução ($FR = Pf/Pi$), observou-se que todos os acessos de jerimum avaliados se mostraram altamente resistentes a *M. incognita* (FR dos acessos estatisticamente iguais com valores variando entre 0,133 a 0,212) (Tabela 2), conforme a recomendação ($FR < 1$) de Oostenbrink (1966). Vale ressaltar ainda que todas as médias do FR obtidas nos acessos de jerimum foram significativamente diferentes das obtidas no tomateiro ($FR = 12,42$), confirmando a suscetibilidade desta espécie ao nematoide. De acordo com Eburneo Júnior (2019), o estudo do fator de reprodução (FR) é de grande importância para estudo do melhoramento genético de plantas voltado para resistência aos nematoides formadores de galhas, isso devido a ocorrência na variabilidade genética entre os genótipos avaliados.

Os resultados do índice de reprodução (IR) confirmam o exibido pelo fator de reprodução (FR), onde todos os acessos de jerimum foram classificados segundo critério proposto por Taylor (1967) como resistentes ou imunes perante a ação parasitária ao nematoide *M. incognita* (Tabela 2). Já para a variável redução do fator de reprodução (RFR), conforme o agrupamento proposto por Moura & Régis (1987), todos os acessos foram classificados como moderadamente resistentes. Considerando os valores do IR e da RFR, todos os acessos foram estatisticamente iguais entre si, mas diferiram significativamente do tomateiro, planta suscetível conforme o critério proposto por Taylor (1967) e pelo agrupamento proposto por Moura & Régis (1987).

Pinheiro & Amaro (2010), utilizando a espécie *Cucumis metuliferus*, altamente resistente as espécies de nematoides *Meloidogyne hapla*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, em cruzamento com *Cucumis* spp. visando a obtenção de híbridos resistentes, produtivos e com qualidade, não obtiveram sucesso.

Em contra partida Sigüenza et al. (2005) avaliaram a utilização de duas cultivares de aboboras *C. moschata* e *C. metuliferus* como porta-enxertos como forma de manejo para *M. incognita* pois destacaram que os porta-enxertos de *C. moschata* inoculados com o nematoide mostraram-se tolerantes, mas não resistentes ao nematoide.

Devido à escassez de trabalhos avaliando acessos de jerimum a *M. incognita*, não permite comparar o artigo com outros trabalhos, evidenciando a necessidade de ampliação nas pesquisas voltadas aos acessos de nematoides nesta e em outras hortaliças.

5. CONCLUSÃO

Todos os acessos de jerimum apresentaram reação de resistência a espécie de *M. incognita* quando se utilizou dos critérios de índice de reprodução e fator de reprodução.

Entretanto, quando empregado o critério de avaliação de redução do fator de reprodução, os acessos foram classificados apenas como moderadamente resistentes a espécies de nematoides.

De um modo geral, os materiais estudados, se comportaram com algum grau de resistência para a espécie de nematoide em convívio. No entanto, ressaltamos a necessidade de mais pesquisas a nível de campo.

6. REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G.N. **Plant pathology**. Academic Press. 5a Ed., 26-27,398-401, 2005.
- ALMEIDA, D.P.F. **Cucurbitáceas hortícolas**. Universidade do Porto. 2002. 2p.
- ALVES, J. A.; VILAS BOAS, E. V. B.; SOUZA, E. C.; VILAS BOAS, B. M.; PICCOLI, R. H. **Vida útil de produto minimamente processado composto por abóbora, cenoura, chuchu e mandioquinha-salsa**. Ciência e Agrotecnologia. Lavras, v. 34, n. 1, p. 182-189, 2010.
- AMARO, G. B.; HANASHIRO, M. M.; PINHEIRO, J. B.; MADEIRA, N. R.; FAUSTINO, R.M. E. B. **Recomendações técnicas para o cultivo de abóboras e morangas**. Brasília: Embrapa, 2021. ISSN 1415-3033 (CIRCULAR TÉCNICA, 175).
- AMIN, M. Z. ISLAM, T.; UDDIN, M. R.; UDDIN, M. J.; RAHMAN, M. M.; SATTER, M. A. Comparative study on nutrient contents in the different parts of indigenous and hybrid varieties of pumpkin (*Cucurbita maxima* Linn.). **Science Direct**, v. 5, ed. 9, 2019.
- ANASTÁCIO, T. O.; OLIVEIRA, V. S.; SARDI, J. C.; AMADO, J. R. R.; MACEDO, M. L. R. Processamento de *Cucurbita maxima*: uma análise sobre seu rendimento/ *Cucurbita maxima* processing: an analysis of its yield. **Brazilian Journals**, v. 6 nº 12, 2020.
- ANDRADE, D. C. L.; BORGES, R. M. E.; LIMA, M. A.; GONÇALVES, N. P. S.; LOURA, E. S. A.; SILVA, L. S. J.; ASSIS, J. G. A. **DIAGNÓSTICO DA OCORRÊNCIA DE ABÓBORA E JERIMUM NOS MUNICÍPIOS DE JUAZEIRO-BA E PETROLINA-PE**. 3ª Reunião Anual de Biofortificação no Brasil, 2009.
- AQUINO, F. C. de F. **Necessidade hídrica e adubação potássica no cultivo da abobrinha em ambiente protegido**. Monografia (graduação) - Universidade Federal Rural do Semi-árido, Curso de Agronomia, 2019. 46 f.
- ASSIS, J. G. A.; ANDRADE, D. C. L.; PRATES JUNIOR, P.; BORGES, R. M. E.; SOUZA, R. C. D. **Recursos genéticos de cucurbitáceas convencionais e subutilizadas no estado da Bahia, Brasil**. Magistra, Cruz das Almas-BA, v. 24, n. 4, p. 323-331, out./dez. 2012.

- BAÑOS, Y. S.; CONCEPCIÓN, A. B.; LAZO, R. C.; GONZÁLEZ, I. A.; MOREJÓN, L. P. Efecto de enmiendas orgánicas y *Trichoderma* spp. en el manejo de *Meloidogyne* spp. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 5, n. 2, 2011.
- BELTRÃO, B. A.; MORAIS, F.; MASCARENHAS, J. C.; MIRANDA, J. L. F.; SOUZA JUNIOR, L. C.; MENDES, V. A. **Diagnóstico do município de São Domingos de Pombal. Projeto cadastro de fontes de abastecimento por água subterrânea, estado da Paraíba**. Ministério de Minas e Energia/CPRM/PRODEM. Recife – PE, p.22, 2005.
- BERIAN, L.O.S., OCCHIENA, E.M. Doenças bacterianas. In: BRANDÃO FILHO, J.U.T., FREITAS, P.S.L., BERIAN, L.O.S., and GOTO, R., comps. **Hortaliças-fruto**, Maringá: EDUEM, pp. 209-240, 2018.
- BISOGNIN, D. A. **Origin and evolution of cultivated cucurbits**. *Ciência Rural*, Santa Maria, v.32, n.5, p.715-723, 2002.
- BLANK, A. F.; SILVA, T.B.; MATOS, M.L.; CARVALHO FILHO, J.L.S. & SILVA-MANN, R. **Parâmetros genotípicos, fenotípicos e ambientais para caracteres morfológicos e agronômicos em abóbora**. *Horticultura Brasileira*, 31:106-111. 2013.
- BONETTI, J.I.; FERRAZ, S. **Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro**. *Fitopatologia Brasileira*, p. 553, 1981.
- BORGES, F. G.; BATTISTUS, A. G.; MÜLLER, M. A.; MIORANZA, T. M.; KUHN, O. G. Manejo alternativo de nematoides de galha (*Meloidogyne incognita*) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*). **Scientia Agraria Paranaensis**. v.12, p. 425-433, 2013.
- BOTREL, N.; FREITAS, S.; FONSECA, M. J. O.; MELO, R. A. C.; MADEIRA, N. Valor nutricional de hortaliças folhosas não convencionais cultivadas no Bioma Cerrado. **Brazilian Journal of Food Technology**. Campinas, v.23, 2020.
- CAMPOS, V. A. C. et al. Changes in metabolites in plant roots after inoculation with *Meloidogyne incognita*. **Nematology**, Leiden, v. 14, n. 5, p. 579-588, 2012.
- CARDOSO, M. O.; BOHER, B.; ÁVILA, A. C. de; ASSIS, L. A. G. **Doenças das cucurbitáceas no Estado do Amazonas**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2001. 14 p. (Circular Técnica, 9).

CARMO, G.A.; OLIVEIRA, F.R.A.; MEDEIROS, J.F.; OLIVEIRA, F.A.; CAMPOS, M.S.; FREITAS, D.C. Teores foliares, acúmulo e partição de macronutrientes na cultura da abóbora irrigada com água salina. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, 512-518. 2011.

CELESTINO, M. F. **ANÁLISE DA PRODUÇÃO DE ABÓBORA (CURCUBITA) NA REGIÃO NORDESTE**: uma revisão bibliográfica. Centro Universitario AGES. Paripiranga, 54 p., 2021.

CHITWOOD, D. J. Research on plant-parasitic nematode biology conducted by the United States Department of Agriculture - Agricultural Research Service. **Pest Management Science**, West Sussex, v. 59, p. 748-753, 2003.

CHOMICKI, G.; SCHAEFER, H.; RENNER, S. S. Origin and domestication of Cucurbitaceae crops: insights from phylogenies, genomics and archaeology. **New Phytologist**, p. 1240-1255. 2017.

CUCO, R. P. CARDOZO-FILHO, L.; SILVA, C. Simultaneous extraction of seed oil and active compounds from peel of pumpkin (*Cucurbita maxima*) using pressurized carbon dioxide as solvent. **Science Direct**, v. 143, p. 8-15, 2019.

EBURNEO JÚNIOR, V.; CORREIA, E. C. S. S.; FERREIRA, J. C. A. **REAÇÃO DE PEPINO À *Meloidogyne incognita***. 8ª JORNACITEC, 2019. Disponível em: <http://www.jornacitec.fatecbt.edu.br/index.php/VIIIJTC/VIIIJTC/paper/viewFile/1965/2513>

ESQUINAS-ALCAZAR, J. T.; GULICK, P. J. **Genetic resources of Cucurbitaceae. A global report**. Rome: International Board for Plant Genetic Resources, 1983. 112 p.

FAMUP. **Lagoa Seca-PB**. Disponível em: <https://famup.org.br/paraiba/lagoa-seca/>.

FEIJÓ, S. **Técnicas para execução de experimentos sob ambiente protegido para a cultura da abobrinha italiana**. 2005. 120p. Tese (Doutorado em Agronomia). Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.

FERRAZ, S.; DIAS, C.R. & FREITAS, L.G. Controle de nematóides com práticas culturais. In: ZAMBOLIM, L. (ed). **Manejo Integrado-Fitossanidade: Cultivo protegido, pivô central e plantio direto**. Editora UFV, Viçosa, pp. 1-52. 2001.

- FERREIRA, M. A. J. da F. Abóboras e morangas. In: BARBIERI, R. L.; STUMPF, E. R. T. (Ed.). **Origem e evolução de plantas cultivadas. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica;** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2008. 909 p.
- FERREIRA, M. A. J. F.; CARMO, C. A. S.; LOPES, J. F.; PEIXOTO, A. A. P.; GOMES, P. A.; BARROZO, L. V. **Diagnóstico sobre Variedades Locais de Abóboras em Áreas de Agricultores Familiares.** Petrolina: Embrapa Semiárido, 2011. 19 P.
- FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças.** 3º ed. UFV: Viçosa-MG. p. 412. 2013.
- FRITSCHÉ-NETO, R.; BORÉM, A. **Melhoramento de plantas para condições de estresses bióticos.** Suprema, MG, 2012. 240p.
- HALLMANN, J., & KIEWNICK, S. **Virulence of *Meloidogyne incognita* populations and *Meloidogyne enterolobii* on resistant cucurbitaceous and solanaceous plant genotypes.** Journal of Plant Diseases and Protection. 125, 415–424, 2018.
- HARTMAN, K.M.; SASSER, J.N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: CARTER, C.C.; SASSER, J.N. eds. AN ADVANCED TREATISE ON *Meloidogyne*, vol. I, **Methodology.** Raleigh: North Carolina State University Graphics. p. 69-77. 1985.
- HEIDEN G; BARBIERI RL; NEITZKE RS. **Chaves para a identificação das espécies de abóbora (*Cucurbita*, Cucurbitaceae) cultivadas no Brasil.** Pelotas: Embrapa Clima Temperado. 31p. 2007. (Documentos, 197).
- HENZ, G. P.; LOPES, C. A. **Ocorrência da podridão mole de frutos de abóbora (*Cucurbita moschata*) causada por *Erwinia chrysanthemi*.** Fitopatologia Brasileira, Brasília, DF, v. 29, supl., p. S221, 2004.
- HERNÁNDEZ, M. A.; DÍAZ, L. H. KlamiC®: bionematicida agrícola produzido a partir delhongo *Pochonia chlamydosporia* var. *Catenulata*. **Revista de Protección Vegetal**, v.23, p.131-134, 2008.
- HORA, R.C.; CAMARGO, J.; BUZANINI, A.C. Cucurbitáceas e outras. In: BRANDÃO FILHO, J.U.T., FREITAS, P.S.L., BERIAN, L.O.S., and GOTO, R., comps. **Hortaliças-fruto** [online]. Maringá: EDUEM, p. 71-111, 2018.

HUSAIN, K.; ANSARI, R. A. L. F. **Pharmacological agents in the prophylaxis/treatment of organophosphorous pesticide intoxication.** J. Exp. Biol. 48 642–650, 2010.

HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease Reporter**, n.57, p.1025-1028, 1973.

IBGE. **Pesquisa de orçamento familiares 2002-2003: aquisição alimentar domiciliar per capita: Brasil e grandes regiões.** Rio de Janeiro, 2004.

IBGE. **Produção Agrícola.** 2023. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br>.

JAIRAJPURI, M. S.; AHMAD, W. D. **Free-living predaceous and plant-parasitic nematodes.** New Delhi: Oxford and IBH Publishing, 1992.

JEFFREY, C. **A new system of Cucurbitaceae.** Bot. Zhurn. (Moscow & Leningrad) 90: 332–335, 2005.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal – flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, v. 48, 1964. p. 692.

JUNQUEIRA, J. R.; CORRÊA, J. L.; ERNESTO, D. B. Microwave, convective, and intermitente microwave-convective drying of pulsed vacuum osmodehydrated pumpkin slices. **Journal of Food Processing and Preservation.** v.41, n.6, 2017.

KOCYAN, A.; ZHANG, L-B.; SCHAEFER, H.; RENNER, S. S. A multi-locus chloroplast phylogeny for the Cucurbitaceae and its implications for character evolution and classification. **Molecular Phylogenetics and Evolution.** 44: 553– 577, 2007.

KULCZYNSKI, B.; GRAMZA-MICHALOWSKA, A. The Profile of Carotenoids and Other Bioactive Molecules in Various Pumpkin Fruits (*Cucurbita maxima* Duchesne) Cultivars. MDPI, **Molecules**, p.3212, 2019.

KUROZAWA, C.; PAVAN, M. A. Doenças das cucurbitáceas. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMINI FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (Ed). **Manual de fitopatologia:** v. 2: doenças das plantas cultivadas. São Paulo: CERES, 1997. P. 325-337.

LINFORD, M. B.; YAP, F.; OLIVEIRA, J. M. Reduction of soil populations of root- knot nematode during decomposition of organic matter. **Soil Science**, p. 127 - 141, 1938.

LOPES, E. A.; FERRAZ, S. Importância dos fitonematoides na agricultura. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. (Org.). Diagnose de fitonematoides. Campinas: **Millennium**. p. 14, 2016.

LOPES, K. C. **Substâncias para o controle de *Meloidogyne incognita*** / Karina Campos Lopes. – Lavras: UFLA, 2015. 47 p. Dissertação (mestrado acadêmico) – Universidade Federal de Lavras, 2015

LÓPEZ-GÓMEZ, M., TALAVERA, M., & VERDEJO-LUCAS, S. Differential reproduction of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* in watermelon cultivars and cucurbit rootstocks. **Plant Pathology**, 65, 145–153, 2016.

MA, L; WANG, Q.; ZHENG, Y; GUO, J.; YUAN, S.; FU, A.; BAI, C. ZHAO, X.; ZHENG, S.; WEN, C.; GUO, S.; GAO, L.; GRIERSON, D.; ZUO, J.; XU, Y. Cucurbitaceae genome evolution, gene function, and molecular breeding. **Hortic Res.** v. 9., 2022.

MALAVOLTA, JR.V. A. RODRIGUES NETO, J.; ALMEIDA, I. M. G. Podridão bacteriana em abóbora Tetsukabuto. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 129-130, 2000.

MARTELLOTA, M. E. **Manual de linguística**. 1. ed. São Paulo: Contexto, 2008.

MIRANDA, G. M.; SOUZA, R. M.; GOMES, V. M.; FERREIRA, T. F.; ALMEIDA, A. M. **Avaliação de acessos de *Psidium* spp. quanto à resistência a *Meloidogyne enterolobii***. **Bragantia**, v. 71, n. 1, p.52-58, 2012

MOURA, R.M.; REGIS, E.M.O. Reações de cultivares de feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris*) em relação ao parasitismo de *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita* (Nematoda: Heteroderidae). **Nematologia Brasileira**, vol. 11, p. 215-225, 1987.

NELO, M. J.; QUEIROZ, N. da S.; GONÇALVES, G. S. Abóbora ou Jerimum? Um Estudo Semântico Lexical. **Revista Latinoamericana de Estudios en Cultura y Sociedad**. p. 25, 2019.

NESOM, G. L. **Cucurbitaceae**. Flora of North America Association, v.6., 2020. Disponível em: <https://bitbucket.org/aafc-mbb/fna-data->

curation/src/2e0870ddd59836b60bcf96646a41e87ea5a5943a/coarse_grained_fna_xml/V6/V6_1.xml

NUEZ, F; RUIZ, J.J.; VALCÁRCEL, J.V.; CÓRDOVA, P.F. **Colección de semillas de calabaza del centro de conservación y mejora de la agrobiodiversidad valenciana**. Madrid: INIA, v.4, p.429-433, 2000. 158 p.

OJO, D. Cucurbits: Importance, botany, uses, cultivation, nutrition, genetic resources, diseases, and pests. In M. Pessarakli (Ed.), *Handbook of Cucurbits: Growth, Cultural Practices and Physiology*. **Boca Raton** FL, USA: CRC Press. 23–68, 2016.

OLIVEIRA, C.M.G., ROSA, J.M.O., GIORIA, R., and BRAGA, K.R.B. Nematoides. In: BRANDÃO FILHO, J.U.T., FREITAS, P.S.L., BERIAN, L.O.S., and GOTO, R., comps. **Hortaliças-fruto**. Maringá: EDUEM, p. 315-338, 2018.

OOSTENBRINK, M. - Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Landbouwhogeschool**, vol. 66, n. 4, p. 1-46, 1966.

PAVAN, M. A., SAKATE, R. K., MOURA, M.F., and BRAGA, R. Viroses. In: BRANDÃO FILHO, J.U.T., FREITAS, P.S.L., BERIAN, L.O.S., and GOTO, R., comps. **Hortaliças-fruto**. Maringá: EDUEM. p. 241-269, 2018.

PEREIRA, R. B.; PINHEIRO, J. B. *Phytophthora capsici em cucurbitáceas*. 1. ed. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2014. (Comunicado Técnico, 103).

PINHEIRO, J. B.; AMARO, G. B. **Ocorrência e controle de nematoides nas principais espécies cultivadas de cucurbitáceas**. Embrapa Hortaliças. Circular técnica. 7p. 2010.

PRIORI, D.; BARBIERI, R.L.; CASTRO, C.M.; OLIVEIRA, A.C. de.; VILELA, J. C.B.; MISTURA, C.C. Diversidade genética de Cucurbita pepo, C. argyrosperma e C. ficifolia empregando marcadores microsatélites. **Horticultura Brasileira**, 31(3), 361-368. 2013

RAMOS, S. R. R.; LIMA, N. R. S.; ANJOS, J. L. dos; CARVALHO, H. W. L. de; OLIVEIRA, I. R. de; SOBRAL, L. F.; CURADO, F. F. **Aspectos técnicos do cultivo de abóbora na Região Nordeste do Brasil**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2010. 36 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Documentos, 154).

RAMOS, S. R. R.; LIMA, N. R. S.; CZERMAINSKI, A. B. C.; SANTOS, A. C. dos; CRUZ, E. P. **Avaliação de características produtivas de variedades crioulas de abóboras em diferentes espaçamentos**. Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2012.

RESENDE, G. M.; BORGES, R. M. E.; GONÇALVES, N. P. S. Produtividade da cultura da abóbora em diferentes densidades de plantio no Vale do São Francisco. **Horticultura Brasileira**, 2013.

SALAMANCA, L. R. **Bacterial diseases of pumpkins: an old enemy and emerging bacterial disease**. 2014.

SALEHI, B.; SHARIFI-RAD, J.; CAPANOGLU, E.; ADRAR, N.; CATALKAYA, G.; SHAHEEN, S.; JAFFER, M.; GIRI, L.; SUYAL, R.; JUGRAN, A. K.; CALINA, D.; DOCEA, A. O.; KAMILOGLU, S.; KREGIEL, D.; ANTOLAK, H.; PAWLIKOWSKA, E.; SEM, S.; ACHARYA, K.; BASHIRY, M.; SELAMOGLU, Z.; MARTORELL, M.; SHAROPOV, F.; MARTINS, N.; NAMIESNIK, J.; CHO, W. C. **Cucurbita Plants: From Farm to Industry**. Appl. Sci. p. 3387, 2019.

SAMSON, R.; LEGENDRE, J. B.; CHRISTEN, R.; SAUX, M. F.; ACHOUAK, W.; GARDAN, L. Transfer of *Pectobacterium chrysanthemi* (Brenner et al., 1973) Hauben et al., 1998 and *Brenneria paradisiaca* to the genus *Dickeya* gen. nov. as *Dickeya chrysanthemi* com. nov. and *Dickeya paradisiaca* comb. nov. and delineation of four novel species: *Dickeya dadantii* sp. nov., *Dickeya dianthicola* sp. nov., *Dickeya dieffenbachiae* sp. nov. and *Dickeya zae* sp. nov. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, London. p. 1415- 1427, 2005.

SASSER, J. N.; FRECKMAN, D. W. A world perspective on nematology, the role of the society. In: VEECH, J. A.; DICKSON, D. W. (Ed.). *Vistas on nematology*. **Hyattsville: Society of Nematologists**, 1987. v. 7, p. 14.

SCHAEFER, H.; RENNER, S.S. **Cucurbitaceae**. In: **K Kubitzki, ed. Families and genera of flowering plants**, v. 10. Berlin, Germany: Springer Verlag, 112– 174, 2011.

SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; STANGARLIN, J. R.; PASCHOLATI, S. F. Mecanismos bioquímicos de defesa vegetal. In: PASCHOLATI, S. F. **Interação planta-patógeno: fisiologia e biologia molecular**. Piracicaba: Fealq, 2008. p. 227- 247.

SIKORA, R. A. & FERNANDEZ, E. Nematode parasites of vegetables. In M. Luc, R. A. SIKORA, & J. BRIDGE (Eds.), **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford UK: CAB International. 319–392, 2005.

SINGUENZA C; SCHOCHOW M; TURINI T; PLOEG A. 2005. Use of *Cucumis metuliferus* as a rootstock for melon to manage *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, 37: 276-280.

SOUSA, J. L.; LIMA, L. N. M. Regionalismo e variação linguística: uma reflexão sobre a linguagem caipira nos causos de Geraldinho. **Revista do Instituto de Estudos Brasileiros**, Brasil, n. 72, p. 63-82, abr. 2019.

SOUZA J.M.A; GONCALVEZ A.H.L; SANTOS A.M.F; FERRAZ R.A; LEONEL S. Efeito de bioestimulante no desenvolvimento inicial de plântulas do porta-enxerto cítrico tangerineira 'Cleópatra'. **Scientia plena**, v. 9, n. 8, p. 1-8, 2013.

STADNIK, M. J.; KOBORI, R. F.; BETTIOL, W. Oídios de cucurbitáceas. In: STADNIK, M. J.; RIVERA, M. C. (Ed.). **Oídios**. Jaguariúna: Embrapa Meio ambiente, 2001. p. 217-254.

STOLF, E. C. **Efeito de fungos endofíticos sobre o desenvolvimento de nematoides da bananeira** (*Musa* spp.). Florianópolis, 2006. Disponível em: <http://www.cca.ufsc.br/Projetos/Elaine20Cristina20Stolf202005-2.pdf>

TALAVERA, M.; SAYADI, S.; CHIROSA-RÍOS, M.; SALMERÓN, T., FLORPEREGRÍN, E., & VERDEJO-LUCAS, S. Perception of the impact of root-knot nematode induced diseases in horticultural protected crops of South-Eastern Spain. **Nematology**, 14, 517–527, 2012.

TALAVERA-RUBIA, M.; PÉREZ de LUQUE, A.; LÓPEZ-GÓMEZ, M.; & VERDEJO-LUCAS, S. Differential feeding site development and reproductive fitness of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* on zucchini, a source of resistance to *M. incognita*. **Nematology**, 20, 187–199, 2018.

TAYLOR, A.L. Introduction to research on plant nematology: an FAO guide to study and controlo of the plant-parasitic nematodes. Rome: **Food and Agricultural Organization of the United Nations**, p. 133, 1967.

TEPPNER H. **Notes on Lagenaria and Cucurbita (Cucurbitaceae)**. *Phyton* 44: 245-308. 2004.

TÖFOLI, J.G., DOMINGUES, R.J. Doenças fúngicas. In: BRANDÃO FILHO, J.U.T., FREITAS, P.S.L., BERIAN, L.O.S., and GOTO, R., comps. **Hortaliças-fruto**. Maringá: EDUEM. p. 271-313, 2018.

TORRES, R. G.; RIBEIRO, N. R.; BOER, C. A.; FERNANDES, O.; FIGUEIREDO, A. G.; NETO, A. F. **Manejo integrado de nematoides em sistema de plantio direto no cerrado**, 2009. Disponível em: <http://www.monsoy.com.br/pdf/MANEJO%20DE%20NEMATOIDES%20EM%20SP%20D%2>

UNITED STATES. **Department of Agriculture**. Natural resources conservation services, 2020. Disponível em: <http://plants.usda.gov/java/ClassificationServlet>

WHITAKER, T. W.; ROBINSON, R. W. Squash breeding. In: BASSET, M. J. ed. **Breeding vegetable crops**. Westport: AVI, p. 209-246. 1986.