

NEMATOIDES ASSOCIADOS A ARECÁCEAS EM MUNICÍPIOS DO SUL DA BAHIA

Juliana C. da Cruz, Arlete J. da Silveira

Universidade Estadual de Santa Cruz, km 16, s/n, Rod. Ilhéus-Itabuna, 45662-900, Ilhéus, Bahia, Brasil.
julianacoelho@uesc.br, arletesilveira@uesc.br

Objetivou-se com o presente trabalho detectar e identificar nematoides em áreas com plantações de Arecaceae. Foram realizadas coletas de solo e raízes em áreas com plantações de coqueiros, açazeiros, dendezeiros e pupunheiras nos municípios de Ilhéus, Itajuípe, Uruçuca, Arataca, Una e Camamu, Estado da Bahia. Foram retiradas 10 subamostras de solo e raízes, em cada cultura. Em seguida foram encaminhadas para o Laboratório de Fitopatologia e Nematologia da UESC onde foram realizadas as análises nematológicas. Para a identificação foram preparadas lâminas para observação, em microscópio ótico, das principais estruturas morfológicas dos espécimes. As quantificações foram efetuadas utilizando-se câmara de Peters e observações ao microscópio estereoscópico. Os nematoides detectados foram: *Criconemoides* sp., *Dorylaimus* sp., *Helicotylenchus dihystra*, *Hemicyclophora* sp., *Hoplolaimus galeatus*, *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne* sp., *Paratylenchus* sp., *Pratylenchus* sp., *Rotylenchulus reniformis*, *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp., *Xiphinema* sp. e o nematoide predador *Mononchus* sp.. As maiores populações detectadas foram de *H. dihystra* em coqueiro e pupunheira, *M. javanica* em dendezeiro e, *Tylenchorhynchus* sp. em pupunheira.

Palavras-chave: fitonematoides, palmeiras.

Nematodes associated with Arecaceae in municipalities of Southern Bahia. The objective of this research was to detect and identify nematodes in Arecaceae plantings. Soil and root samples were collected from plantings of coconut palm, açai palm, dende oil palm and peach palm in the municipalities of Ilhéus, Itajuípe, Uruçuca, Arataca, Una e Camamu, in the state of Bahia, Brazil. Ten subsamples of soil and roots were collected at each crop. Samples were sent to the Plant Pathology and Nematology Laboratory at UESC (State University of Santa Cruz) where nematode analyses were conducted. Microscope slides and morphological observations were used for nematode identification. Quantification was conducted using Peters chamber with the aid of stereo microscope. The nematodes detected were: *Criconemoides* sp., *Dorylaimus* sp., *Helicotylenchus dihystra*, *Hemicyclophora* sp., *Hoplolaimus galeatus*, *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne* sp., *Paratylenchus* sp., *Pratylenchus* sp., *Rotylenchulus reniformis*, *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp., *Xiphinema* sp. and, the predator nematode, *Mononchus* sp.. The largest populations detected were *H. dihystra* in coconut palm and peach palm, *M. javanica* in dende oil palm and, *Tylenchorhynchus* sp. on peach palm.

Key words: plant-parasitic nematodes, palm trees.

Introdução

As plantas pertencentes à família Arecaceae, conhecidas como palmeiras, são de grande importância comercial no Brasil. Atualmente, registra-se a existência de 252 gêneros e aproximadamente 2.500 espécies de palmeiras no mundo. A maioria desses gêneros é restrita a climas temperados tropicais e subtropicais (Dransfield et al., 2008). No Brasil ocorrem naturalmente 38 gêneros e cerca de 270 espécies (Lorenzi et al., 2010). Destas espécies o coqueiro (*Cocos nucifera* L.), o açazeiro (*Euterpe oleracea* Mart.), o dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jacq.) e a pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth) são de grande importância econômica, principalmente no Sul da Bahia (Silva et al., 2017; Oliveira, 2017). O coqueiro é uma das frutíferas mais difundidas naturalmente no globo terrestre. Acredita-se que o coqueiro tenha origem no Sudeste Asiático (Fontes e Ferreira, 2006). Existem 216.724 mil hectares destinados ao plantio de coqueiro no Brasil. A Bahia é o maior Estado produtor com 350.868 mil toneladas de frutos (IBGE, 2017).

O açazeiro é uma palmeira típica da região amazônica, ocorrendo nos Estados do Pará, Amazonas, Maranhão, Tocantins e Amapá, alcançando as Guianas e a Venezuela. Açazais nativos são comuns no estuário do rio Amazonas, em terrenos de várzea, igapós e terra firme (Nogueira et al., 2005; Batista et al., 2007). O Brasil tem 195.920 mil hectares de áreas cultivadas e, o Pará possui quase toda a área territorial de açaí do Brasil, com 188.483 mil hectares e uma produção de 1.274.056 milhões de toneladas em 2017. A Bahia tem a terceira maior área com 1.159 hectares, produzindo 1.846 toneladas do fruto, ficando atrás, do Amazonas (IBGE, 2017).

O dendezeiro atualmente conhecido como palma de óleo, tem seu provável centro de dispersão no golfo da Guiné, que é uma grande reentrância na costa ocidental africana. Seu habitat natural é à margem dos grandes rios do oeste e do centro da África. Foi introduzido pela primeira vez no Brasil pelos escravos, formando algumas populações subespontâneas no Rio de Janeiro e na Bahia (Müller e Andrade, 2010). No Brasil, há 111.418 mil hectares com plantio de dendezeiros destinados a colheita, o Pará é o principal produtor, em seguida vem o Estado da Bahia,

produzindo 36.915 toneladas em uma área de 8.733 mil hectares (IBGE, 2017).

Nos estados da Bahia e do Pará, o anel-vermelho é considerado a doença mais importante da cultura da palma de óleo (Moura et al., 2013). No Estado do Pará, sua incidência tem variado com os surtos do vetor do nematoide causador da doença, o *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Entre os anos de 2012 e 2013, ocorreu alta incidência de plantas apresentando sintomas de anel-vermelho. Como não há cura para as plantas com anel-vermelho, o controle que existe é a eliminação de plantas infectadas pelo nematoide e redução da população do inseto-vetor, minimizando a disseminação do agente causal de plantas doentes para plantas sadias (Boari et al., 2016).

A pupunheira foi uma das primeiras plantas domesticadas pelos indígenas. Nativa da Amazônia, os cultivos se destinam, principalmente, para a produção de palmito. Em alguns estados, entre eles a Bahia, há forte mercado para a industrialização dos produtos oriundos do cultivo (Silva et al., 2017). Em plantios de pupunha na Bahia, é possível observar a presença de *R. palmarum*, que são atraídos pelos restos culturais que ficam após a colheita dos palmitos (Gomes et al., 2012). Existem 23.110 mil hectares destinados à produção de palmito no Brasil, sendo que, na Bahia, há a terceira maior área, com 3.292 mil hectares, ficando atrás do Estado de São Paulo e Santa Catarina respectivamente (IBGE, 2017).

Os fitonematoides estão disseminados pelo Brasil e causam danos quantitativos e qualitativos em muitas espécies de importância comercial, como as frutíferas (Dias-Arieira et al., 2010). Entre estas, a cultura do coqueiro que é atacada por diversas doenças, que variam de importância em cada região. Entre as principais moléstias que causam prejuízos encontra-se o anel-vermelho, uma doença letal para o coqueiro e outras palmeiras de importância econômica, causada pelo nematoide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard (Duarte et al., 2008). No Brasil, foi constatada pela primeira vez em 1954, no Rio de Janeiro, sendo relatada nos Estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Pará, Pernambuco, Rio Grande do Norte, São Paulo e Sergipe (Marinho e Silveira, 2005). O principal vetor de disseminação é o *Rhynchophorus palmarum* L., conhecida por broca-do-olho-do-coqueiro, bicudo e broca-do-coqueiro, ataca o açazeiro,

no campo, a partir dos três anos de idade, quando as plantas estão com o estipe suficientemente desenvolvido. Além do açazeiro, essa praga ataca outras palmeiras, principalmente o coqueiro e o dendezeiro (Nogueira et al., 2005; Boari et al., 2016).

Outro nematoide que causa grandes danos às arecáceas na Índia é o *Radopholus similis* (Cobb) Thorne, principalmente para o coqueiro. Os sintomas na planta são características gerais de declínio, como nanismo e amarelecimento. Nas raízes a infestação produz pequenas lesões alongadas de cor alaranjada, as quais aumentam e coalescem causando extenso apodrecimento (Griffith et al., 2005). No Brasil não há relato do ataque do *R. similis* em coqueirais.

Estudos e, ou levantamentos de fitonematoides em arecáceas no Brasil, são escassos. Objetivou-se, então, com o presente trabalho, detectar e identificar nematoides em plantações de arecáceas em municípios do Sul da Bahia.

Material e Métodos

Coletas de solo e raízes

Foram realizadas coletas de solo e de raízes em plantações de arecáceas, em municípios do Sul da Bahia (Tabela 1). Foram coletadas 10 subamostras de solo e raízes, na projeção da copa a uma profundidade de 5 a 30 cm em uma área equivalente a 1 hectare/cultura. As amostras foram colocadas em um balde e, em seguida homogeneizadas para obter amostras compostas de aproximadamente 500 g de solo e 50 g de raízes, que foram acondicionadas em sacos plásticos, vedadas e devidamente etiquetadas. Em seguida foram encaminhadas para o laboratório e

armazenadas em geladeira a 5°C (Freitas et al., 2006). As análises nematológicas foram efetuadas no Laboratório de Nematologia da Universidade Estadual de Santa Cruz, *Campus* Soane Nazaré de Andrade em Ilhéus, BA.

Extração dos nematoides a partir das amostras de solo

A amostra composta de solo foi homogeneizada em bandeja. Em seguida, uma alíquota de 100 g foi colocada em um recipiente, onde foram acrescentados 2 a 3 L de água de torneira. Os torrões maiores foram desfeitos e a suspensão foi deixada em repouso por cerca de 30 segundos para a sedimentação de impurezas e das frações mais grossas de solo. O líquido foi vertido em uma peneira com malha de 20 mesh (0,84 mm) sobre um recipiente e, em seguida foi transferido aos poucos para peneira de 500 mesh (0,025 mm). Com auxílio de pisseta contendo água, os nematoides foram transferidos para béqueres de 40 mL. As suspensões foram centrifugadas por quatro minutos a 1750 rpm, conforme metodologia descrita por Jenkins (1964). Após a centrifugação, foi eliminado o líquido sobrenadante e adicionada solução de sacarose (400 g de açúcar dissolvido em 750 mL de água). A suspensão foi centrifugada novamente por um minuto com a mesma rotação. O líquido sobrenadante foi vertido em peneira de 500 mesh, derramando-se a água da torneira para retirar todo o resíduo de sacarose e, com jatos de água em pisseta, os nematoides foram transferidos para béqueres. Em seguida, a suspensão aquosa dos nematoides foi transferida para tubos de ensaio, deixando-os em repouso por 24 horas. Após este período o excesso de água foi retirado, deixando-se apenas 4 mL.

Extração dos nematoides a partir das amostras de raízes

A extração foi realizada pelo método de Coolen & D'Herde (1972), indicado para a extração de ovos e juvenis de *Meloidogyne* sp. em raízes de plantas infectadas, utilizando solução de hipoclorito de sódio (NaClO) na concentração de 0,5% (cloro ativo) para dissolver a massa gelatinosa que envolve os ovos. As raízes foram lavadas cuidadosamente e cortadas em pedaços de aproximadamente 1 cm, e homogeneizadas. De cada uma das

Tabela 1. Locais e culturas onde foram realizadas as coletas de solo e raiz para análises nematológicas

Município / Local	Cultura	Coordenadas
Ilhéus / Fazenda Omarita	Cocoqueiro	14°47'34"S 39°07'05"W
Una / Fazenda Bom Sossego	Cocoqueiro	15°28'72"S 39°06'33"W
Ilhéus / Fazenda Omarita	Açazeiro	14°47'43"S 39°07'03"W
Arataca / Fazenda Bom Retiro	Açazeiro	15°14'01"S 39°26'52"W
Camamu / Fazenda Nova Kênia	Açazeiro	13°58'13"S 39°26'52"W
Ilhéus / Ceplac	Dendezeiro	14°46'37"S 39°13'28"W
Una / Fazenda Santa Bárbara	Dendezeiro	15°20'02"S 39°09'45"W
Itajuípe / Fazenda Boa Vista	Pupunheira	14°41'34"S 39°22'11"W
Uruçuca / Fazenda Centenário	Pupunheira	14°33'50"S 39°19'59"W
Camamu / Fazenda Nova Kênia	Pupunheira	13°58'16"S 39°10'58"W

amostras, 10 g de raízes foram pesados e submetidos ao processo de extração. Em seguida, foram trituradas em liquidificador, por 15 segundos, com volume de solução de hipoclorito suficiente para cobrir os fragmentos. A suspensão resultante foi passada pela peneira de 20 mesh sobre a de 500 mesh e lavou-se com água corrente para retirar o excesso de hipoclorito. O processo para obtenção da suspensão aquosa dos nematoides foi o mesmo utilizado para extração de nematoides do solo. Porém, na primeira centrifugação, acrescentou-se 1 cm³ de caulim e homogeneizou-se com auxílio de um bastão de vidro, para melhor decantação dos fragmentos de raízes.

Fixação, identificação e quantificação dos nematoides

Os tubos de ensaios, com as suspensões dos nematoides, foram aquecidos em banho-maria, a 52 °C por dois minutos e, em seguida, foram adicionados 4 mL de solução de formalina a 8%. A formalina foi preparada adicionando-se 80 mL de formaldeído concentrado (37-40 %) em 290 mL de água destilada (Tihohod, 1993). Após a fixação, as suspensões foram transferidas para frascos de vidro com capacidade para 10 mL, devidamente etiquetados. Para a identificação dos nematoides, foram preparadas lâminas temporárias para observação, em microscópio ótico, das principais estruturas morfológicas dos espécimes. Foram utilizadas chaves dicotômicas (Zuckerman et al., 1971; Mai e Mullin, 1996). A quantificação foi efetuada utilizando-se câmara de Peters e observações ao microscópio estereoscópico, com aumento de 40 vezes (Tihohod, 1993).

Resultados e Discussão

Foram identificados nas amostras de solo e, ou de raízes de coqueiros os gêneros *Helicotylenchus* (Steiner), *Dorylaimus* (Dujardin), *Xiphinema* (Cobb), *Hemicycliophora* (Man) e *Paratylenchus* (Micoletzky). Em açaizeiros *Helicotylenchus* (Steiner), *Tylenchus* (Cobb), *Meloidogyne* (Goeldi), *Criconemoides* (Taylor), *Hemicycliophora* (Man), *Pratylenchus* (Filipjev) e *Tylenchorhynchus* (Cobb). Nos cultivos de dendezeiros foram: *Helicotylenchus* (Steiner), *Tylenchus* (Cobb), *Xiphinema* (Cobb), *Rotylenchulus* (Linford & Oliveira), *Meloidogyne* (Goeldi), *Hemicycliophora* (Man), *Paratylenchus*

(Micoletzky e, em pupunheira, foram assinalados os gêneros *Helicotylenchus* (Steiner), *Tylenchus* (Cobb), *Paratylenchus* (Micoletzky), *Pratylenchus* (Filipjev), *Tylenchorhynchus* (Cobb) e *Hoplolaimus* (von Daday). *Mononchus* (Bastian), nematoide predador, foi detectado em amostras de solo de açaizeiro, dendezeiros e pupunheiras (Tabela 2).

Na rizosfera de coqueiros o número de nematoides recuperados, em 100 g de solo (S) e 10 g de raízes (R), em Ilhéus, foi: *Helicotylenchus dihystra* (824 S e 40 R); *Pratylenchus* sp. (200 S) e *Xiphinema* sp. (64 S e 16 R). Nesta cultura, em Una, foram detectados nematoides nas amostras de solo: *Pratylenchus* sp. (192), *H. dihystra* (44), *Xiphinema* sp. (16), *Hemicycliophora* sp. (8) e *Dorylaimus* sp. (4). Os fitonematoides espiralados (*Helicotylenchus* spp.), já foram observados atacando diversas espécies agrícolas no Brasil. Sher (1966) relatou que *H. dihystra* consolidou-se como a espécie mais comum, sendo detectada em amostras, ocorrendo em associação com várias fruteiras. Em estudos realizados por Novaretti et al. (1974) verificaram a ocorrência do gênero *Helicotylenchus* em aproximadamente 90 % das amostras coletadas na cultura da cana-de-açúcar. Sharma e Loof (1982) detectaram esse nematoide, entre outros, associados a coqueiros em declínio no estado de Sergipe. Maba et al. (2018) relataram que, das 4.793 amostras de solo e raízes das principais culturas: algodão, feijão, milho e soja e, também de, plantas de cobertura e daninhas que foram processadas no Laboratório de Nematologia da Fundação Rio Verde, em 41% foram detectados *Helicotylenchus* sp., 28% de *Pratylenchus* spp. e 1% de *Meloidogyne* spp., nas safras de 2017/2018.

Nas amostras de solo (S) e raízes (R) coletadas de açaizeiros, em Ilhéus, foram recuperados nematoides no solo: *Tylenchus* sp. (15), *Pratylenchus* sp. (8), *Tylenchorhynchus* sp. (2) e *H. dihystra* (1). No município de Arataca, nas amostras de solo, foram *H. dihystra* (40), *Tylenchus* sp. (24), *Mononchus* sp. (56) e, nas raízes *Meloidogyne* sp. (5) e, em Camamu foram *H. dihystra* (16 S e 13 R) e, nas raízes, *Tylenchus* sp. (4) e *Hemicycliophora* sp. (23). Em trabalho realizado por Santos (2016), em açaizeiro de touceira, nativa no estado de Rondônia, foram observados os espécimes *Tylenchus* sp., *Aphelenoides* sp. e *Paratylenchus* sp. O nematoide encontrado em maior número foi *Tylenchus* sp. (308 S e 24 R). O autor

Tabela 2. Número total de nematoides encontrados no solo (100 g) e nas raízes (10 g) de arecáceas, em municípios do Sul da Bahia

Nematoides	Ilhéus ¹		Una ²		Ilhéus ¹		Arataca ³		Camamu ⁴		Ilhéus ⁵		Una ⁶		Itajuípe ⁷		Uruçuca ⁸		Camamu ⁴	
	Coqueiro		Coqueiro		Açaizeiro		Açaizeiro		Açaizeiro		Dendezeiro		Dendezeiro		Pupunheira		Pupunheira		Pupunheira	
	S	R	S	R	S	R	S	R	S	R	S	R	S	R	S	R	S	R	S	R
<i>Helicotylenchus dihystra</i>	824	40	44	-	1	-	40	-	16	13	88	-	24	24	464	-	49	7	208	48
<i>Tylenchus</i> sp.	-	-	-	-	15	-	24	-	-	4	-	-	4	3	-	-	3	-	-	-
<i>Dorylaimus</i> sp.	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Xiphinema</i> sp.	64	-	16	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Rotylenchulus reniformis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-
<i>Meloidogyne</i> sp.	-	-	-	-	-	-	5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Meloidogyne javanica</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	32	-	540	-	-	-	-	-	-	-
<i>Criconemoides</i> sp.	-	-	-	-	-	-	8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Hemicycliophora</i> sp.	-	-	8	-	-	-	-	-	23	-	-	-	24	-	-	-	-	-	-	-
<i>Mononchus</i> sp.	-	-	-	-	-	-	56	-	-	-	-	-	20	-	-	-	-	-	24	-
<i>Paratylenchus</i> sp.	200	-	192	-	-	-	-	-	-	-	93	-	108	-	-	-	24	-	88	-
<i>Pratylenchus</i> sp.	-	-	-	-	8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8
<i>Tylenchorhynchus</i> sp.	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	496	-	-	-	32	-
<i>Hoplolaimus galeatus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	32	-	-	-	-	-

Legenda: 1: Fazenda Omarita; 2: Fazenda Bom Sossego; 3: Fazenda Bom Retiro; 4: Fazenda Nova Kênia; 5: Ceplac; 6: Fazenda Santa Bárbara; 7: Fazenda Boa Vista; 8: Fazenda Centenário; S: Solo; R: Raiz

reportou que, por se tratar de uma planta explorada predominantemente de forma extrativista na Amazônia brasileira, de maneira geral, há falta de informações fitossanitárias a respeito do seu cultivo.

Na cultura de dendezeiros, em Ilhéus, o número de nematoides recuperados nas amostras de solo foi: *Helicotylenchus dihystra* (88), *Xiphinema* sp. (4) e *Paratylenchus* sp. (93) e, nas raízes *M. javanica* (32). Em Una, foram recuperados nas amostras de solo e raízes, *H. dihystra* (24 e 24) e *Tylenchus* sp. (4 e 3). Nas amostras de solo, foram recuperados *Paratylenchus* sp. (108) e *Mononchus* sp. (20) e, nas amostras de raízes foram *Meloidogyne javanica* (540), *Hemicycliophora* sp. (23) e *Rotylenchulus reniformis* (4). Segundo Sharma e Ekhardt (1979), citado por Garbin e Costa (2015) *Helicotylenchus* sp. estava associado à cultura do dendezeiro nos estados do Amazonas e Minas Gerais.

Em pupunheira foram identificados *H. dihystra*, *Tylenchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Pratylenchus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Hoplolaimus galeatus* e *Mononchus* sp. em amostras de solo (S) e, ou raízes (R). O maior número de nematoides recuperados nas amostras de solo, no município de Itajuípe, foi de *H. dihystra* (464) e *Tylenchorhynchus* sp. (496). Além destes nematoides, foi recuperado *H. galeatus* (32). Em Uruçuca foram recuperado *H. dihystra* em amostra de solo e raízes (49 S e 7 R) e, em amostras de solo *Paratylenchus* sp. (24) e *Tylenchus* sp. (3). Em Camamu, foram recuperados *H. dihystra* em amostras

de solo e raízes (464 S e 48 S) e, em amostras de solo *Paratylenchus* sp. (88), *Tylenchorhynchus* sp. (32) e *Mononchus* sp. (24). Em amostras de raízes foi recuperado *Pratylenchus* sp. (8). Nesta cultura as maiores populações foram de *H. dihystra*, *Tylenchorhynchus* sp. e *Paratylenchus* sp., em amostras de solo. Santos (2016) relatou a ocorrência de *H. dihystra*, *Tylenchus* sp. e *Paratylenchus* sp., em pupunheira. O autor relatou, ainda, que a associação de *H. dihystra* e *Paratylenchus* sp., com a cultura, não pode ser descartado. Contudo, não há registro de nematoides causando danos nesta cultura, no Brasil.

Mononchus sp. foi detectado nos municípios de Arataca, Una e Camamu, nas culturas açaí, dendê e pupunha, respectivamente. Este nematoide é de grande interesse agrícola por alimentar-se de outros nematoides (nematófago) (Andrássy, 2011).

Próximo ao cultivo de coqueiro, na Fazenda Bom Sossego, havia algumas bananeiras e, na Fazenda Omarita a área com coqueiro era consorciada com pitangueiras. As únicas fazendas que aplicavam defensivos agrícolas, como inseticidas e herbicidas, eram Omarita e Nova Kênia.

São escassos os estudos sobre ocorrências e, ou danos causados por fitonematoides em arecáceas, no Brasil. A maioria dos estudos é sobre o anel-vermelho causado por *B. cocophilus*. Nas áreas amostradas, neste estudo, não foi detectado este fitonematoide e não havia sintomas da doença. Segundo os agricultores

(comunicação pessoal) não há histórico desta doença nestas áreas. Não foram encontrados, também, registros de outros fitonematoides associados a estas culturas no Sul da Bahia e, portanto, estudos sobre os danos que os fitonematoides detectados podem causar nestas culturas precisam ser conduzidos.

Conclusões

As maiores populações são de *H. dihystra* em coqueiro e pupunheira, *M. javanica* em dendezeiro e *Tylenchorhynchus* sp. em pupunheira.

Agradecimentos

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado da Bahia (FAPESB) pela bolsa concedida ao primeiro autor e, à Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC) pelas instalações necessárias para a realização da pesquisa.

Literatura Citada

- ANDRÁSSY, I. 2011. Three new species of the genus *Mononchus* (Nematoda: Mononchida), and the "real" *Mononchus truncates* Bastian, 1865. *Journal of Natural History* 45(5-6):303-326.
- BATISTA, T. F. C. et al. 2007. Ocorrência de Antracnose em Frutos de Açaí, *Euterpe oleracea*, em Muaná, Pará. *Fitopatologia Brasileira* 32(4):360.
- BOARI, A. de J. et al. 2016. Anel-vermelho da palma de óleo. EMBRAPA, Documento nº 425. 59p.
- COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. 1972. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. Ghent, State Agricultural Research Center. 77p.
- DIAS-ARIEIRA, C. R. et al. 2010. Fitonematoides associados a frutíferas na Região Noroeste do Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Fruticultura* 32(4):1064-1071.
- DRANSFIELD, J. 2008. *Genera Palmarum: the evolution and classification of palms*. Londres, Kew Publishing, Royal Botanical Garden. 732p.
- DUARTE, A. G.; 2008. Disposição do nematoide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard, em coqueiros portadores da doença anel-vermelho. *Revista Brasileira de Fruticultura* 30(3):622-627.
- FONTES, H. R.; FERREIRA, J. M. S. 2006. A cultura do coco. Brasília, DF, Embrapa Informação Tecnológica, coleção plantar nº 48. Disponível em: <http://www.embrapa.br/busca-de-publicação>. Acesso em: 22 març. 2018.
- FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. 2006. Introdução à Nematologia. 3ª ed. Viçosa, MG, UFV. 83p.
- GARBIN, L. F.; COSTA M. J. N. da. 2015. Incidência do fitonematoide *Helicotylenchus*. Análises laboratoriais do Mato Grosso 12:90-96.
- GOMES, S. M. S. et al. 2012. Emprego de feromônios na captura de *Metamasius* sp. e *Rhynchophorus palmarum*, em plantios de pupunha e dendezeiro. *Agrotropica (Brasil)* 24(1):15-20.
- GRIFFITH, R. et al. 2005. *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture: nematode parasites of coconut and other palms*. 2nd Edition. London, UK. CABI Publishing. 425p.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. Produção Agrícola Municipal, 2017. Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pesquisa>. Acesso em: 19 fev. 2019.
- JENKINS, W. R. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter* 48 (9):692.
- LORENZI, H. et al. 2010. *Flora brasileira: Areaceae (Palmeiras)*. Nova Odessa, SP, Instituto Plantarum. 382p.
- MABA, T. S. M.; BELUFI, M. de R.; PITTELKOW, L. F. 2018. Levantamento populacional de nematoides na região do médio norte do Mato Grosso, safra 2017/2018 e segunda safra 2018. *Boletim Técnico* n.1. 9p.
- MAI, W. F.; MULLIN, P. G. 1996. *Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera*. Ithaca, EUA, Cornell University Press. 277p.
- MARINHO, R. L. R.; SILVEIRA, E. B. 2005. Doenças do coqueiro. In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L. E. A. *Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas*. São Paulo, SP, Editora Agronômica Ceres. pp.271-281.
- MOURA, J. I. L. et al. 2013. Preferência do bicudo-das-palmeiras por dendezeiro, caiaué e por seu híbrido interespecífico. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 48(4):454-456.
- MÜLLER, A. A.; ANDRADE, E. B. de. 2010. CAPÍTULO 2. Aspectos gerais sobre a fenologia da cultura da palma de óleo. In: Ramalho Filho, A.; Motta, P. E. F. da; Freitas, P. L. de; Teixeira, W. G. *Zoneamento Agroecológico, Produção e Manejo para a Cultura da Palma de Óleo na Amazônia*. Rio de Janeiro, RJ, Embrapa Solos. pp.83-91.
- NOGUEIRA, O. L.; FIGUEIRÊDO, F. J. C.; MÜLLER, A. A. 2005. Açaí. Belém, PA, Embrapa Amazônia Oriental. *Sistemas de Produção* 4. 137p.
- NOVARETTI, W. R. T. et al. 1974. Contribuição ao estudo dos nematoides que parasitam a cana-de-açúcar em São Paulo. In: *Reunião Brasileira de Nematologia, 1. Anais*. Piracicaba, SP. pp.27-32.
- OLIVEIRA, M. L. de. 2017. Stem bleeding of acai palm plants, caused by *Ceratocystis paradoxa*, in southern Bahia. *Agrotropica (Brasil)* 29(1):13-20.
- SANTOS, R. S. 2016. Nematoides associados a cinco fruteiras em Rondônia, RO. *Revista de Agricultura (Brasil)* 91(1):101-110.
- SILVA, M. das G. C. P. C. et al. 2017. Composição química da pupunha no Sul da Bahia. *Agrotropica (Brasil)* 29(1):63-68.
- SHARMA, R. D.; LOOF, P. A. A. 1982. Nematoides associados com coqueiro em declínio no estado de Sergipe, Brasil. *Sociedade Brasileira de Nematologia, Piracicaba, SP, Publ. nº 6*:79-84.
- SHER, S. A. 1966. Revision of the Hoplolaiminae (Nematoda) VI. *Helicotylenchus* Steiner, 1945. *Nematologica* 12:1-56.
- TIHOHOD, D. 1993. *Nematologia agrícola aplicada*. Jaboticabal, SP, FUNEP/UNESP. 372p.
- WARWICK, D. R. N. 2005. Principais características do anel-vermelho e murcha-de-fitomonas. *Comunicado Técnico* nº 30. 8p.
- ZUCKERMAN, B. M.; MAI, W. F.; ROHDE, R. A. 1971. *Plant parasitic nematodes: morphology, anatomy, taxonomy and ecology*. New York, Academic Press. 345p. ●