

**NEMATOIDES PARASITOS DO ABACAXIZEIRO NO ESTADO DO RIO DE
JANEIRO: INCIDÊNCIA, CORRELAÇÃO COM A TEXTURA DO SOLO E
INTERAÇÃO COM A MURCHA DO ABACAXIZEIRO**

THIAGO DE FREITAS FERREIRA

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE
DARCY RIBEIRO**

**CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
MARÇO – 2014**

**NEMATOIDES PARASITOS DO ABACAXIZEIRO NO ESTADO DO RIO DE
JANEIRO: INCIDÊNCIA, CORRELAÇÃO COM A TEXTURA DO SOLO E
INTERAÇÃO COM A MURCHA DO ABACAXIZEIRO**

THIAGO DE FREITAS FERREIRA

Tese apresentada ao Centro de Ciências e
Tecnologias Agropecuárias da Universidade
Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro,
como parte das exigências para obtenção do
título de Doutor em Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Ricardo Moreira de Souza

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
MARÇO – 2014

FICHA CATALOGRÁFICA

Preparada pela Biblioteca do CCTA / UENF 042/2014

Ferreira, Thiago de Freitas

Nematoides parasitos do abacaxizeiro o estado do Rio de Janeiro: incidência, correlação com a textura do solo e interação com a murcha do abacaxizeiro / Thiago de Freitas Ferreira. – 2014.
104 f. : il.

Orientador: Ricardo Moreira de Souza

Tese (Doutorado - Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. Campos dos Goytacazes, RJ, 2014.

Bibliografia: f. 90 – 104.

1. Nematoides 2. Abacaxi 3. Incidência 4. Murcha do abacaxizeiro 5. Textura do solo I. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. II. Título.

CDD – 634.774

**NEMATOIDES PARASITOS DO ABACAXIZEIRO NO ESTADO DO RIO DE
JANEIRO: INCIDÊNCIA, CORRELAÇÃO COM A TEXTURA DO SOLO E
INTERAÇÃO COM A MURCHA DO ABACAXIZEIRO**

THIAGO DE FREITAS FERREIRA

Tese apresentada ao Centro de Ciências e
Tecnologias Agropecuárias da Universidade
Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro,
como parte das exigências para obtenção do
título de Doutorado em Produção Vegetal.

Aprovada em 25 de março de 2014

Comissão Examinadora

D.Sc. Dimmy Herllen Silveira Gomes Barbosa (Nematologia) – EMBRAPA

D.Sc. Vicente Mussi Dias (Fitopatologia) – UENF

D.Sc. Vicente Martins Gomes (Nematologia) – UENF

Prof. Ricardo Moreira de Souza (Nematologia) – UENF
(Orientador)

DEDICO

A Deus;
À minha querida esposa Karla;
Aos meus Pais Cosme e Ana;
Aos meus afilhados Gabriel e Laura.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelo amparo ao longo de toda minha vida;
À minha esposa, pelo apoio e pela compreensão;
Aos alunos de Iniciação científica Karla e Welington Sérgio, pela brilhante participação na execução dos experimentos;
À minha família, pelo apoio, pela confiança e pela compreensão ao longo destes anos;
Ao orientador, Ricardo pela confiança, pelo incentivo, pela orientação e pela formação;
Aos professores das disciplinas cursadas, pelos conhecimentos transmitidos,
Aos colegas do Laboratório de Entomologia e Fitopatologia;
Aos integrantes do laboratório de Nematologia;
Aos amigos Adilson Pereira, Adilson, Adriano, Ana (Di), Ana (Titia), Ângela, Assis (tio Zito), Cerise, Diogo, Elizabete (tia Bete), Kamila Maria, Luciana, Maria da conceição (tia Mariinha), Maria Joaquina, Odenir, Oziel, Rodrigo, Sebastião Camilo (Tim), Sebastião, Weligton José, Weligton Sérgio;
A todos aqueles que, direta ou indiretamente, colaboraram na realização deste trabalho;
Às crianças mais lindas do mundo: Ariely, Ariadyne, Gabriel, João Pedro, Laura e Letícia;

A Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal e ao Laboratório de Entomologia e Fitopatologia, pela oportunidade de realização deste curso.

SUMÁRIO

Resumo	vii
Abstract	ix
1. Introdução	1
2. Revisão de Literatura	3
2.1. O abacaxizeiro e sua fruta.....	3
2.2. Situação da abacaxicultura no Estado do Rio de Janeiro	4
2.3. Fitonematoides na abacaxicultura.....	5
2.3.1 Principais fitonematoides de importância econômica para a cultura do abacaxizeiro.....	18
2.4 Controle de Fitonematoides.....	19
2.5 Relação textura do solo e nematoides.....	21
2.6 Aspectos relevantes para a detecção e identificação de fitonematoides parasitos do abacaxizeiro.....	22
2.7 A cochonilha <i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell, 1893) e a murcha do abacaxizeiro.....	23
3. Objetivos.....	27
4. Trabalhos.....	29
4.1. Incidência de fitonematoides e correlação entre a textura do solo e a densidade de fitonematoides em lavouras de abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro.....	29
4.2. Interação de <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>Helicotylenchus</i> sp. com a murcha	

do abacaxizeiro, em condição de microparcelas.....	53
4.3. Interação de <i>Rotylenchulus reniformis</i> e <i>Meloidogyne javanica</i> com a murcha do abacaxizeiro, em microparcelas.....	71
5. Resumo e conclusões.....	89
6. Referências bibliográficas.....	90

RESUMO

FERREIRA, Thiago de Freitas, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Março de 2014. Nematoides parasitos do abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro: incidência, correlação com a textura do solo e interação com a murcha do abacaxizeiro. Orientador: Prof. Ricardo Moreira de Souza.

No estado do Rio de Janeiro, o abacaxizeiro é cultivado com baixa produtividade devido a questões fitopatológicas, com destaque para os danos causados por fitonematoides e a murcha do abacaxizeiro associada à cochonilha *Dysmicoccus brevipes*. Este trabalho teve como objetivo verificar a incidência de fitonematoides no estado do Rio de Janeiro, a relação do nível populacional desses patógenos com a textura do solo e o parasitismo individual e concomitante destes patógenos com a murcha do abacaxizeiro. Tais informações são fundamentais para a diagnose, a epidemiologia e o manejo da cultura na região. Este estudo revelou o parasitismo por *Helicotylenchus Glissus*, *H. cavenessi*, *Meloidogyne javanica*, *Mesocriconema* sp., *Pratylenchus brachyurus*, *P. zae* e *Rotylenchulus reniformis* nas lavouras comerciais de abacaxizeiro do Estado do Rio de Janeiro, além do mais, existe uma tendência ao aumento populacional de *M. javanica* e *R. reniformis* em solos com teores de argila e silte menores do que os índices até então determinados na literatura. Na interação de fitonematoides com a murcha do abacaxizeiro, plantas inoculadas apenas com fitonematoides ou

com os dois patógenos apresentaram redução do desenvolvimento vegetativo, podendo apresentar atraso na maturação dos frutos e redução do número e peso de propágulos por planta. Conclui-se que o parasitismo em altos níveis populacionais por fitonematoides na cultura do abacaxizeiro pode estar relacionado à baixa produtividade da cultura na região, podendo estes danos serem agravados pela textura do solo ou o co-parasitismo com a murcha do abacaxizeiro.

ABSTRACT

FERREIRA, Thiago de Freitas, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. March, 2014. Parasitic nematodes of pineapple in the State of Rio de Janeiro: incidence, correlation with soil texture and interaction with pineapple mealybug wilt. Advisor: Prof. Ricardo Moreira de Souza.

In the state of Rio de Janeiro (RJ), the pineapple is cultivated with low productivity due to phytopathological issues, with emphasis in the damage caused by nematodes and the pineapple mealybug wilt-associated virus. This work aimed to determine the incidence of nematodes in the state of Rio de Janeiro, the correlation between soil texture and density of plant-parasitic nematodes in pineapple- fields, as well as, the concomitant parasitism of these pathogens with the wilt of pineapple. Such information is essential for the diagnosis, epidemiology and management of nematodes in the region of Rio de Janeiro. This study reveals the parasitism by *Helicotylenchus Glissus*, *H. cavenessi*, *Meloidogyne javanica*, *Mesocriconema sp*, *P. brachyurus*, *P. zae* and *Rotylenchulus reniformis* in pineapple commercial plantations of RJ, also, this study shows that there is a tendency in increased population of *M. javanica* and *R. reniformis* in soils with clay and silt lower than the rates previously determined in the literature . The interaction of nematodes with wilt of pineapple plants inoculated only with nematodes or the pathogens showed reduction of vegetative growth and may have delayed fruit maturation, reducing the number and weight of seedlings/plant.

It was concluded that the high population levels by nematodes in pineapple- fields can be related to low crop productivity in the region, and these damages may be aggravated by soil texture or co-parasitism with wilt of pineapple.

1. INTRODUÇÃO

O abacaxizeiro (*Ananas comosus* L. Merrill) produz uma fruta de grande aceitação mundial, sendo cultivado em diversos países tropicais (Cunha & Cabral, 1999). Após um incremento da produção nas últimas décadas, o Brasil destaca-se como um dos maiores produtores mundiais (IBGE, 2013).

O parasitismo por nematoides é um dos principais fatores limitantes à cultura do abacaxizeiro, com destaque para os danos causados por *Pratylenchus brachyurus* Filipjev e Stekhoven, 1941, *Meloidogyne incognita* Chitwood, 1949, *M. javanica* Chitwood, 1949 e *Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira, 1940 (Arieira *et al.*, 2008). Dependendo do nível populacional no solo e nas raízes, estes nematoides causam redução no peso dos frutos e, conseqüentemente, queda na qualificação e no valor de venda (Caswell *et al.*, 1990). Estudos indicam que esses patógenos podem causar perdas de até 74% da produção (Sipes, 1996; Costa e Matos, 2000; Sipes *et al.*, 2005). No Brasil, o Fórum de Debates em Fruticultura Tropical realizado em 1990 concluiu que nematoides são um dos principais problemas da abacaxicultura no estado de São Paulo (Foltran & Piza, 1991, cit. por Dinardo-Miranda *et al.*, 1997), uma realidade que provavelmente se aplica a outras regiões produtoras. De fato, levantamentos em vários Estados brasileiros detectaram todas as principais espécies parasitas do abacaxizeiro em níveis populacionais muito acima dos níveis de dano econômico já calculados nos Estados Unidos e na Austrália. Além disto, fitonematoides podem causar danos reflexos na parte aérea que se confundem ou podem potencializar os danos

causados por cochonilhas, dificultando a diagnose fitossanitária a campo e reduzindo a eficiência de quaisquer medidas de controle empregadas.

No Estado do Rio de Janeiro (RJ), a cultura do abacaxizeiro dá-se principalmente na região Norte Fluminense (NF), com destaque para os municípios de São Francisco do Itabapoana, São João da Barra e Campos dos Goytacazes, que juntos respondem por 98% da produção do Estado (Anônimo, 2011). De acordo com Ponciano *et al.*, (2006) nessa região, o abacaxizeiro é cultivado com baixa produtividade devido a questões fitotécnicas e fitopatológicas.

Segundo Campos *et al.* (2002), o controle de fitonematoides requer um planejamento, o qual se inicia com a identificação dos nematoides. Neste contexto, o desconhecimento das espécies presentes na lavoura e/ou na região pode dificultar o manejo correto. No RJ, apenas um levantamento nematológico foi realizado em lavouras de abacaxi (Goes *et al.*, 1981). Além de ter sido realizado a mais de 30 anos, apenas 38 amostras foram coletadas em municípios hoje inexpressivos na produção de abacaxi. Destaca-se, entretanto, que os autores relataram a predominância de *P. brachyurus*, o mais danoso nematoide a esta cultura. Levantamentos preliminares realizados por Ferreira e Souza (2012) revelaram a presença de vários gêneros de fitonematoides, sendo frequente o co-parasitismo entre estes parasitos e a cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) na região. Segundo Sipes *et al.* (2005) e Scott *et al.* (2013), além das espécies de nematoides, outros fatores podem influenciar nos danos causados por estes patógenos, com destaque para o nível populacional dos nematoides e a textura do solo onde o hospedeiro é cultivado.

Acredita-se que as lavouras de abacaxi do RJ estejam infestadas por fitonematoides, contribuindo para a redução da produtividade. No entanto, não existem relatos recentes de fitonematoides parasitos do abacaxizeiro nessa região. Faltam também estudar a incidência desses nematoides, a relação dos níveis populacionais nas classes texturais de solo cultivadas e a participação desses nematoides na severidade de outras doenças ou pragas da cultura, como a murcha do abacaxizeiro associada à cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 O Abacaxizeiro e a sua fruta

O abacaxi é uma cultura de grande aceitação mundial, sendo cultivado em diversos países tropicais (Cunha & Cabral, 1999). No entanto, obtém-se melhor qualidade de fruto quando o cultivo dá-se em regiões com amplitude térmica variando de 22° a 32°C, e diferenças de temperatura entre o dia e a noite de 8°C a 14°C (Reinhardt *et al.*, 2000).

Nos últimos anos o Brasil tem ocupado lugar de destaque na produção mundial de abacaxi, estando como segundo maior produtor da fruta, com produção de 1.697.734 milhões de toneladas, correspondente a 10% da produção mundial em 2012 (FAO, 2012; Anônimo, 2012).

A cultura do abacaxi é explorada no Brasil há muitas décadas, de forma predominante em pequenas propriedades, com médias inferiores a cinco hectares (ha). Nos últimos anos o agronegócio do abacaxi tem crescido de modo expressivo, transformando-se no principal sustentáculo econômico de várias regiões onde é cultivado. Atualmente a cultura do abacaxizeiro se encontra em expansão no mercado nacional, sendo a quarta fruta mais produzida (Anônimo 2013).

O ciclo da cultura passa pela fase de crescimento vegetativo, que vai do plantio ao dia do tratamento da indução floral ou da iniciação floral natural. Se após o plantio as condições para o crescimento forem favoráveis, inicia-se o

desenvolvimento de raízes, seguido do aparecimento de novas folhas. Normalmente, entre o plantio e a iniciação da inflorescência, ocorre o crescimento das raízes, do caule e do meristema foliar. A seguir, inicia-se a fase reprodutiva ou de formação do fruto, que dura em média cinco a seis meses. Na fase propagativa ocorre a formação das mudas (Reinhardt, 2000).

O abacaxizeiro apresenta de 70 a 80 folhas por planta, sendo essas rígidas, com superfícies cerosas, protegidas por uma camada de tricomas na superfície inferior, as quais reduzem a transpiração (Cunha e Cabral, 1999). As folhas são inseridas no caule e dispostas em forma de roseta, na qual as folhas mais velhas se localizam na parte externa da planta e as mais novas, no centro. As folhas "D" são as mais novas entre as adultas e as mais ativas fisiologicamente, razão pela qual são usadas nas avaliações do estado nutricional da planta e nas medidas de crescimento (Cunha e Cabral, 1999). O sistema radicular é do tipo fasciculado e se localiza na região superficial do solo, principalmente nos primeiros 15 a 20 cm de profundidade (Souza, 1999).

O fruto do abacaxizeiro é consumido sob a forma de compotas, "in natura" e sucos. Além disso, é muito utilizado na fabricação de doces cristalizados, geleias, sorvetes, cremes, gelatinas e pudins. De acordo com Gonçalves e Carvalho (2000), a determinação dos preços finais de comercialização do abacaxi depende da oferta, do tamanho ou do peso da infrutescência e apresentação do produto. Todavia, o peso do fruto depende do tamanho e do estado nutricional da planta no momento da indução floral e de fatores de ordem fitopatológica (Cunha e Cabral, 1999; Ponciano *et al.*, 2006).

De acordo com Campos *et al* (2002), os fitonematoides encontram-se amplamente disseminados pelo Brasil, sendo responsáveis pela redução na produção e no valor comercial de diversos produtos agrícolas, entre eles o abacaxizeiro.

2.2 Situação da abacaxicultura no RJ

No RJ a cultura do abacaxi firmou-se como uma alternativa à decadência canavieira observada a partir dos anos 90, contribuindo para uma melhor distribuição de renda e fixação da população rural.

Nos últimos anos, a abacaxicultura ganhou destaque na região NF. Dos 133,093 mil frutos colhidos no Estado em 2012, a vasta maioria foi colhida na região NF, que contribui com 98% da área plantada no Estado. Nessa destacam-se os municípios de São Francisco do Itabapoana (4.000 ha plantados), São João da Barra (148 ha), Campos dos Goytacazes (128 ha) (Anônimo, 2010). Atualmente, o RJ é o sexto maior produtor nacional de abacaxi, respondendo por 7,8 % da produção nacional (Anônimo, 2010). Segundo Almeida (2011), a oferta de abacaxi do RJ no entreposto do CEAGESP aumentou de um milhão para mais de dois milhões de unidades no período de 2007 a 2010. Porém, a produtividade no RJ ainda é considerada baixa, quando comparada com outros Estados produtores (Anônimo, 2010).

No NF, a cultura do abacaxizeiro tem baixa produtividade devido a questões fitotécnicas e fitopatológicas. De acordo com Morgado *et al.* (2004), problemas como a ineficiência dos recursos de produção e a instabilidade dos preços do produto no processo de comercialização resultam em reflexos diretos na baixa lucratividade desse empreendimento para os produtores da região. Segundo Ponciano *et al.* (2006), para uma produção de frutos de melhor qualidade na região é necessário gerenciar com mais eficiência os custos de produção e o processo de comercialização dos frutos. É necessário também que sejam resolvidos problemas relacionados ao manejo adequado da irrigação, à utilização racional do uso de defensivos, ao melhoramento das variedades, ao desenvolvimento de embalagens apropriadas e ao controle de pragas e doenças do abacaxi.

2.3 Fitonematoides na abacaxicultura

Os fitonematoides são considerados um dos principais fatores limitantes ao cultivo do abacaxizeiro. Estes patógenos causam danos consideráveis às raízes das plantas, diminuindo a eficiência das adubações pela redução da absorção de nutrientes. As plantas apresentam sistema radicular reduzido, folhas cloróticas, estreitas e de tamanho reduzido. Conseqüentemente, a produção é retardada e com frutos de baixo peso e valor comercial reduzido (Arieira *et al.*, 2008).

De acordo com Costa e Matos (2000), os nematoides mais danosos ao abacaxizeiro são *P. brachyurus*, *Meloidogyne javanica* e *R. reniformis*. Os menos

danosos são *Criconemoides* sp., *Ditylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Heterodera* sp., *Hoplolaimus* sp., *Longidorus* sp., *Paratylenchus* sp., *Radopholus* sp., *Rotylenchus* sp., *Scutellonema* sp., *Trichodorus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp., *Xiphinema* sp. e *Aorolaimus* sp.

Há relatos de mais de 100 espécies de fitonematoides associadas ao sistema radicular do abacaxizeiro (Sipes, 2005). A Tabela 1 apresenta os registros bibliográficos de fitonematoides associados ao abacaxizeiro em todo o mundo, de acordo com extensa revisão bibliográfica.

Tabela 1. Fitonematoides associados ao abacaxizeiro de acordo com o país referenciado de 1934 até 2014.

Fitonematoides	País ¹	Referências ^{2,3}
<i>Aphelenchoides</i> Fischer, 1894	Brasil Porto Rico	Ayala (1957) Huang <i>et al.</i> (1982)
<i>Aphelenchoides</i> spp. Fischer, 1894	Brasil, Venezuela	Sharma (1977) Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Aphelenchus</i> Bastian, 1865	Brasil Porto Rico	Manso <i>et al.</i> (1994) Ayala (1957);
<i>A. avenae</i> Bastian, 1865	Brasil	Sharma(1977);
<i>Aorolaimus</i> Sher, 1963	Brasil	Da Costa <i>et al.</i> (1998)
<i>A. holdemani</i> Sher, 1964 (= <i>Peltamigratus holdemani</i> Sher, 1964)*	Venezuela	Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>A. isomerus</i> **	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Basiria</i> Siddiqi, 1959	Brasil	Sharma (1977)
<i>Belonolaimus</i> Steiner, 1949	Brasil	Sharma (1977)
<i>Boleodorus</i> Thorne, 1941	Brasil	Sharma (1977)
<i>Caloosia longicaudata</i> (Loos, 1948) Siddiqi & Goodey, 1963 **	Índia	Nath <i>et al.</i> (1998)
<i>Criconema demani</i> Micoletzky, 1925 (= <i>Criconema (Nothocriconemella) demani</i> Micoletzky, 1925) *	Venezuela	Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Criconemella</i> De Grisse e Loof, 1965 (= <i>Criconemoides</i> Taylor, 1936)*	Brasil Porto Rico	Monteiro e Lordello (1972) Ayala (1957);
<i>C. ornata</i> Raski, 1958 (= <i>Macroposthonia</i> De Man, 1880)*	Brasil Índia	Manso <i>et al.</i> (1994) Rama e Dasgupta (1987)
<i>C. xenoplax</i> Luc e Raski, 1981 (= <i>Macroposthonia Xenoplax</i> (Raski, 1952) De Grisse e Loof, 1965)*	Índia	Rama e Dasgupta (1987)
<i>Diphtherophora</i> De Man, 1880 (= <i>Tylencholaimoidea</i> , Filipjev, 1934)***	Brasil	Sharma (1977)
<i>Ditylenchus</i> Filipjev, 1936	Brasil Porto Rico	Ayala (1957); Sharma (1977)
<i>D. acutus</i> Fortuner e Maggenti, 1987 (= <i>Nothotylenchus acutus</i> Khan, 1965)*	Venezuela	Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Dolichodorus minor</i> Loof e Sharma, 1975	Brasil	Sharma (1977)
<i>Dorylaimus</i> Dujardin, 1845	Brasil	Cavalcante <i>et al.</i> (1984)

<i>Helicotylenchus</i> Steiner, 1945	África do Sul, Brasil Colômbia Cuba Panamá Porto Rico	Ayala (1967) Monteiro e Lordello (1972) Redondo <i>et al.</i> (1993) Manoso <i>et al.</i> (1994) Sipes (2005) Sipes (2005)
<i>Helicotylenchus</i> spp. Steiner, 1945	Brasil Índia	Lordello (1976) Nath <i>et al.</i> (1997)
<i>H. africanus</i> **	Brasil	Moreira e Huang (1980)
<i>H. cavenesse</i> Sher, 1966	Brasil	Moreira e Huang (1980)
<i>H. dihystra</i> (Cobb, 1893) Sher, 1961	Brasil EUA Índia Venezuela	Sharma (1977) Rama e Dasgupta (1987) Ko (1996) Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>H. dihysteroides</i> Siddiqi, 1972 (= <i>Helicotylenchus dihystra</i> Cobb, 1893)	Brasil Índia	Manoso <i>et al.</i> (1994) Nath <i>et al.</i> (1998)
<i>Helicotylenchus multicinctus</i> Cobb, 1893	Jamaica	Hutton (1974)
<i>H. pseudorobustus</i> (Steiner, 1914) Goldem, 1956	Brasil	Sharma (1977)
<i>H. talonus</i> Siddiqi, 1972	Brasil	Moreira e Huang (1980)
<i>Hemicriconemoides</i> Chitwood e Birchfield, 1957	Brasil Índia	Sharma (1977); Nath <i>et al.</i> (1997)
<i>Hemicriconemoides obtusus</i> (Colbran) Siddiqi e Goodey, 1964 (= <i>Criconema (Criconema) obtusum</i>)	Austrália	Colbran (1962)
<i>Hemicycliophora</i> Man, 1921	Brasil Porto Rico	Ayala (1957); Sharma (1977)
<i>H. loofi</i> Maas, 1970	Brasil	Sharma (1977)
<i>H. ovata</i> Colbran, 1962	Austrália	Colbran (1962)
<i>Hoplolaimus</i> Daday, 1905	Brasil	Monteiro e Lordello (1972); Zem e Reinhardt (1978)
<i>Longidorus laevicapitatus</i> *	Panamá	Ayala (1967)
<i>Longidorus</i> Micoletzky, 1922	Porto Rico	Ayala (1967)
<i>Macroposthonia onoensis</i> (Luc, 1959) De Grisse e Loof, 1965	Brasil	Sharma (1977)
<i>Meloidogyne</i> Goldi, 1892	Brasil Colômbia Porto Rico	Ayala (1967); Zem e Reinhardt (1978); Redondo <i>et al.</i> (1993)
<i>Meloidogyne</i> spp.	Brasil EUA	Caswell (1990) Sipes (2005)

<i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid e Whipe, 1919) Chitwood, 1949	Austrália Brasil Costa do Marfim Cuba Porto Rico México Venezuela	Sipes (2005) Monteiro e Lordello (1972) Gueróut (1965) Vieira e Gadelha (1981) Garcia e Adam (1972) Gandoy e Ortega (1980) Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>M. javanica</i> (Treub, 1885) Chitwood, 1949	África do Sul, Austrália, Brasil, EUA, Índia Tailândia México Zimbábue	Ayala (1967) Stirling e Pattison (2008) Sharma e Loof (1972); Sipes (2005) Nath <i>et al.</i> (1997) Sipes (2005) Gandoy e Ortega (1980) Sipes (2005)
<i>M. ornata</i> De Grisse e Loof, 1965	Brasil	Goes <i>et al.</i> (1981)
<i>Mesocriconema ornata</i> De Grisse e Loof, 1965	Venezuela	Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Monotrichodorus monohystera</i> Allen, 1957 (= <i>Trichodorus monohystera</i> Allen, 1957)	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Ogma (Pateracephalanema) pectinatum</i> (Colbran,1962) Siddiqi, 1986 (= <i>Criconema pectinatum</i> Colbran, 1962)	Austrália	Colbran (1962)
<i>Paratrichodorus minor</i> Siddiqi, 1974 (= <i>Trichodorus christiei</i> Allen, 1957)	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Paratrichodorus minor</i> Siddiqi, 1974 (= <i>Trichodorus minor</i> Colbran, 1956)	Brasil	Monteiro e Lordello (1972)
<i>Paratylenchus</i> Micoletzky, 1922	Brasil Panamá Porto Rico	Lordello (1955) Ayala (1967) Ayala (1967)
<i>Paratylenchus</i> spp. Micoletzky, 1922	Brasil EUA	Sharma (1977); Ko (1996).
<i>Paratylenchus minutos</i> Linford, Oliveira e Ishii, 1949	EUA	Lindford <i>et al.</i> (1949)
<i>Paratylenchus (Paratylenchus) nawadus</i> Khan, Prasad e Mathur, 1967 (= <i>Paratylenchus nawadus</i>)	Venezuela	Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Peltamigratus holdemani</i> Sher, 1964	Brasil	Sharma (1977)

(= <i>Aorolaimus holdemani</i> Sher, 1964)*		
<i>Pratylenchus</i> Filipjev, 1936	Brasil Colômbia EUA Panamá Porto Rico	Lordello (1976) Sipes (2005); Redondo Echeverri e Caswell (1990)
<i>Pratylenchus brachyurus</i> (Godfrey, 1929) Filipjev & S. Stekhoven, 1941	África do Sul Austrália Brasil, Caribe Costa do Marfim Cuba EUA Venezuela	Keetch (1982) Colbran (1962) Monteiro e Lordello (1972) Hutton (1974) Gueróut (1965) Vieira e Gadelha (1981) Sipes (2005) Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Pratylenchus coffeae</i> (Zimmermann, 1898) Filipjev & S. Stekhoven, 1941	Índia Jamaica	Rama e Dasgupta (1987) Hutton (1974)
<i>Paratylenchus minutus</i> Linford	EUA	Linford <i>et al.</i> (1934)
<i>Pratylenchus pseudopratis</i> Seinhorst, 1968	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Pratylenchus zae</i> Graham, 1951	Brasil	Zem e Reinhardt (1978)
<i>Pseudohalenchus</i> Tarjan, 1958	Porto Rico	Ayala (1957)
<i>Radopholus</i> Thorne, 1949	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Rotylenchus</i> Filipjev, 1936	Panamá Porto Rico	Ayala (1957) Ayala (1969)
<i>R. brevicaudatus</i> Colbran, 1962; Hopper, 1959; Micoletzky, 1922 (= <i>R. colbrani</i> Brzeski & Choi, 1998)*	Austrália	Colbran (1962)
<i>Rotylenchulus</i> Linford e Oliveira, 1940	África do Sul Porto Rico Jamaica	Keetch e Purdon (1979), citado por Sipes (2005); Latta (1962), citado por Ayala (1969)
<i>Rotylenchulus reniformis</i> Linford e Oliveira, 1940	Austrália Brasil Caribe Cuba EUA Filipinas Índia	Colbran (1962) Monteiro e Lordello (1972) Caswell (1990) - Hutton (1974); Davide (1988) Nath <i>et al.</i> (1997)

	Jamaica Japão Tailândia Venezuela	Keetch (1982) - - Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>Scutellonema</i> Andrassy, 1958	África do Sul	Keetch e Purdon (1979), citado por Sipes (2005)
<i>Scutellonema</i> spp.	n.c.	Gueroud (1975), citado por Sipes (2005)
<i>S. brachyurum</i> Andrassy, 1958	Índia Jamaica	Rama e Dasgupta (1987) Hutton (1974)
<i>Trichodorus</i> Cobb, 1913	Brasil Porto Rico	Zem e Reinhardt (1978) Ayala (1957)
<i>Trichodorus minor</i> Siddiq, 1974	Brasil	Lordello (1976)
<i>Trichodorus monohystera</i> Allen, 1957 (= <i>Monotrichodorus monohystera</i> Allen, 1957)	Brasil	Sharma (1977)
<i>Trophurus</i> Loof, 1956	Brasil	Sharma (1977)
<i>Tylenchorhynchus</i> Cobb, 1913	Brasil	Zem e Reinhardt (1978)
<i>Tylenchus</i> Cobb, 1913	Brasil Panamá Porto Rico	Zem e Reinhardt (1978) Ayala (1957); Tarjan (1967), Citado por Ayala (1967)
<i>Tylenchus semipenetrans</i> Cobb, 1914	Brasil	Sharma (1977)
<i>Xiphinema</i> Cobb, 1913	Brasil Porto Rico	Sharma e Loof (1972) Ayala (1957)
<i>Xiphinema</i> spp. Cobb, 1913	Índia	Nath <i>et al.</i> (1997)
<i>X. dimidiatum</i> Loof e Sharma, 1979	Venezuela	Jiménes <i>et al.</i> (2001)
<i>X. elongatum</i> Stekhoven e Teunissen, 1938	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>X. ifacolum</i> , Luc, 1961	Brasil	Sharma e Loof (1972)
<i>X. Krugi</i> Lordello, 1955	Brasil	Sharma (1977)
<i>X. paritaliae</i> Loof e Sharma, 1979	Brasil	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>X. radícicola</i> *	Índia	Nath <i>et al.</i> (1998)
<i>X. setairae</i> Luc, 1958	Brasil	Sharma (1977)
<i>X. vulgare</i> Tarjan, 1964	Brasil	Sharma e Loof (1972)

1- Os países foram listados em ordem alfabética; países não citados (n.c.),

2- São citados apenas os primeiros relatos para cada país,

3- As referências estão listadas na ordem de citação dos países,

*Combinação reconhecida por Siddiqi (2005),

**não citado em Siddiqi (2005),

*** Combinação reconhecida por Jairajipuri e Ahmad (1992).

No Brasil, nematoides têm sido associados a esta cultura nos Estados da Bahia, do Maranhão, do Espírito Santo, de São Paulo, do Pernambuco, do RJ, de Minas Gerais, de Goiás e de Sergipe (Manso *et al.*, 1994). Mas, Campos (2002) relatou 14 espécies. A tabela 3 apresenta um levantamento bibliográfico das espécies de fitonematoides associadas ao abacaxizeiro em vários Estados brasileiros.

Tabela 2. Nematoides associados à cultura do abacaxizeiro segundo a sua distribuição pelos Estados brasileiros de 1971 a 2014.

Fitonematoides	UF¹	Referências^{2,3}
Aphelenchoides Fischer, 1894	AC MA	Huang <i>et al.</i> (1982), citado por Embrapa (2011) Cavalcante <i>et al.</i> (2001)
Aphelenchoides spp. Fischer, 1894	BA	Sharma (1977)
Aphelenchus avenae (Bastian, 1865)	AC BA	Cavalcante <i>et al.</i> (2001) Sharma (1977)
<i>Aorolaimus</i> Sher, 1963	BA MG PB	Costa <i>et al.</i> (1998), citado por Embrapa (2011)
<i>A. isomerus</i> **	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Basiria</i> Siddiqi, 1959	BA	Sharma (1977)
<i>Belonolaimus</i> Steiner, 1949	BA	Sharma (1977)
<i>Boleodorus</i> Thorne, 1941	BA	Sharma (1977)
<i>Criconemella</i> Grisse e Loof, 1965 (= <i>Criconemoides</i> Taylor, 1936)*	AC BA MG PB SP	Cavalcante <i>et al.</i> (2001) Zem e Reinhardt (1978) Costa <i>et al.</i> (1998), citado por Embrapa (2011) Monteiro e Lordello (1972)
<i>Criconemella ornata</i> Raski, 1958 (= <i>Macroposthonia</i> De Man, 1880)*	BA ES	Manso <i>et al.</i> (1994) Manso <i>et al.</i> (1994)

	MG	Manso <i>et al.</i> (1994)
	RJ	Goes <i>et al.</i> (1981)
<i>Diphtherophora</i> De Man, 1880 (= <i>Tylencholaimoidea</i> , Filipjev, 1934)***	BA	Sharma (1977)
<i>Ditylenchus</i> Filipjev, 1936	BA	Sharma (1977)
	AC	Cavalcante <i>et al.</i> (2001)
<i>Dolichodorus minor</i> Loof e Sharma, 1975	BA	Sharma (1977)
<i>Dorylaimus</i> Dujardin, 1845	PE	Cavalcante <i>et al.</i> (1984)
<i>Helicotylenchus</i> Steiner, 1945	AC	Cavalcante <i>et al.</i> (1984)
	ES	citado por Embrapa (2011)
	MA	Cavalcante <i>et al.</i> (2001)
	PE	
	SP	Monteiro e Lordello (1972)
<i>Helicotylenchus</i> spp. Steiner, 1945	BA	Sharma (1977)
<i>H. africanus</i> **	n.c.	Moreira e Huang (1980)
<i>H. cavenesse</i> Sher, 1966	n.c.	Moreira e Huang (1980)
<i>H. dihystrera</i> (Cobb, 1893) Sher, 1961	BA	Sharma (1977)
	ES	Goes <i>et al.</i> (1981) citado por Embrapa (2011)
	PR	Arieira <i>et al.</i> (2010)
	RJ	Goes <i>et al.</i> (1982)
<i>H. dihysteroides</i> Siddiqi, 1972 (= <i>Helicotylenchus dihystrera</i> Cobb, 1893)*	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>H. peudorobustus</i> (Steiner, 1914) Golden, 1956	BA	Sharma (1977), citado por Embrapa (2011)
<i>H. talonus</i> Siddiqi, 1972	n.c.	Moreira e Huang (1980)
<i>Hemicriconemoides</i> Chitwood e Birchfield, 1957	BA	Sharma (1977)
<i>Hemicycliophora</i> Man, 1921	BA	Sharma (1977)
<i>Hemicycliophora loofi</i> Maas, 1970	BA	Sharma (1977)
<i>Hoplolaimus</i> Daday, 1905	BA	Zem e Reinhardt (1978)
	SP	Monteiro e Lordello (1972),
<i>Macroposthonia onoensis</i> (Luc, 1959) De	BA	Sharma (1977)

Grisse e Loof, 1965		
<i>M. ornata</i> De Grisse e Loof, 1965	RJ	Goes <i>et al.</i> (1981)
<i>Meloidogyne</i> Göeldi, 1892	AC BA MA SP	Cavalcante <i>et al.</i> (2001) Zem e Reinhardt (1978) Huang (1982), citado por Embrapa (2011)
<i>Meloidogyne</i> spp.	AC BA MG PB	Cavalcante <i>et al.</i> (2001) Costa <i>et al.</i> (1998), Costa <i>et al.</i> (1998), citado por Embrapa (2011)
<i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid e Whipe, 1919) Chitwood, 1949	BA ES PR RJ SP	Zem <i>et al.</i> (1980) Zem e Ventura (1983), citado por Embrapa (2011) Arieira <i>et al.</i> (2010) Goes <i>et al.</i> (1982) Lordello (1972);
<i>M. javanica</i> (Treub, 1885) Chitwood, 1949	n.c	Sharma e Loof (1972)
<i>Monotrichodorus monohystera</i> Allen, 1957(= <i>Trichodorus monohystera</i> Allen, 1957)	n.c	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Paratrichodorus minor</i> Siddiqi, 1974 (= <i>Trichodorus christiei</i> Allen, 1957)	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Paratrichodorus minor</i> Siddiqi, 1974 (= <i>Trichodorus minor</i> Colbran, 1956)	BA SP	Monteiro e Lordello 1972, citado por Embrapa, 2011 Sharma, 1977
<i>Paratylenchus</i> Micoletzky, 1922	BA PE SP	Sharma (1977) Monteiro e Lordello (1972) Cavalcante <i>et al.</i> (1984)
<i>Paratylenchus</i> spp. Micoletzky, 1922	BA	Sharma (1977)
<i>Peltamigratus holdemani</i> Sher, 1964 (= <i>Aorolaimus holdemani</i> Sher, 1964)*	BA	Sharma (1977)
<i>Pratylenchus</i> Filipjev, 1936	AC	Cavalcante <i>et. al.</i> (2001)

	BA	Sharma (1977)
	PE	Cavalcante <i>et al.</i> (1984)
<i>P. brachyurus</i> (Godfrey, 1929) Filipjev & S. Stekhoven, 1941	AC	Cavalcante <i>et al.</i> (2001)
	BA	Sharma (1977)
	ES	Zem e Ventura (1983), citado
	GO	por Embrapa (2011)
	MG	Costa <i>et al.</i> (1998), citado por
		Embrapa (2011)
	PR	Zem <i>et al.</i> (1980)
	RJ	Goes <i>et al.</i> (1981)
	SP	Monteiro e Lordello (1972)
<i>Pratylenchus pseudopratensis</i> Seinhorst, 1968	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Pratylenchus zaeae</i> Graham, 1951	BA	Zem e Reinhardt (1978);
	PR	Arieira <i>et al.</i> (2010)
<i>Radopholus</i> Thorne, 1949	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>Rotylenchulus reniformis</i> Linford e Oliveira, 1940	BA	Zem e Reinhardt (1978)
	ES	Zem e Ventura(1983);
	MG	Zem <i>et al.</i> (1980)
	PB	Cavalcante <i>et al.</i> (1984)
	PE	Sharma (1976)
	RJ	Goes <i>et al.</i> (1981)
	SP	Sharma e Loof (1972)
		Monteiro e Lordello (1972)
<i>Trichodorus</i> Cobb, 1913	BA	Zem e Reinhardt (1978)
<i>Trichodorus minor</i> Siddiqi, 1974	n.c.	Lordello (1976)
<i>Trichodorus monohystera</i> Allen, 1957(= <i>Monotrichodorus monohystera</i> Allen, 1957)***	BA	Sharma (1977)
<i>Trophurus</i> Loof, 1956	BA	Sharma (1977)
<i>Tylenchohynchus</i> Cobb, 1913	BA	Zem e Reinhardt (1978)
<i>Tylenchus</i> Cobb, 1913	AC	Zem e Reinhardt (1978)
	BA	Costa <i>et al.</i> (1998)

	MG PB	Cavalcante <i>et al.</i> (2001)
<i>Tylenchus semipenetrans</i> Cobb, 1914	BA	Sharma (1977)
<i>Xiphinema</i> Cobb, 1913	BA ES SP	Sharma e Loof (1972) Zem e Reinhardt (1978) Zem <i>et al.</i> (1980)
<i>X. elongatum</i> Stekhoven e Teunissen, 1938	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>X. ifacolum</i> , Luc, 1961	BA	Sharma e Loof (1972)
<i>X. krugi</i> Lordello, 1955	BA MA	Sharma (1977); Ferraz <i>et al.</i> (1989)
<i>X. paritaliae</i> Loof e Sharma, 1979	n.c.	Manso <i>et al.</i> (1994)
<i>X. setirae</i> Luc, 1958	BA	Sharma (1977)
<i>X. vulgare</i> Tarjan, 1964	BA	Sharma e Loof (1972)

1- Os Estados (UF) foram listados em ordem alfabética; Estados não citados (n.c.),

2- São citados apenas os primeiros relatos para cada Estado,

3- As referências estão listadas seguindo a ordem dos estados,

*Combinação reconhecida por Siddiqi (2005),

**não citado em Siddiqi (2005),

*** Combinação reconhecida por Jairajipuri e Ahmad (1992).

No estado do Rio de Janeiro, apenas um levantamento nematológico foi realizado em lavouras de abacaxi (Goes *et al.*, 1981). Além de ter sido realizado há quase 30 anos, apenas 38 amostras foram coletadas em municípios hoje inexpressivos na produção de abacaxi: Araruama, Itaboraí, Macaé e São João da Barra.

Como em todo o país, acredita-se que as lavouras de abacaxi do NF estejam infestadas por fitonematoides, contribuindo para a redução da produtividade.

2.3.1 Principais fitonematoides de importância econômica para a cultura do abacaxizeiro

***Pratylenchus* sp.**

O nematoide das lesões radiculares (NLR), *P. brachyurus*, foi relatado pela primeira vez em plantios de abacaxi no Estado do Havaí nos Estados Unidos (Godfrey, 1929). Segundo Ferraz e Zem (1982), os NLR são os mais patogênicos ao abacaxizeiro, causando redução na massa de órgãos aéreos, no sistema radicular e no peso dos frutos. Esses nematoides têm causado danos econômicos importantes à cultura do abacaxi em diversos países, com destaque para África do Sul, Brasil, Costa do Marfim e Uganda (Sipes, 2005).

No Brasil, estimativas de perdas na produtividade de abacaxi causadas por *P. brachyurus* no estado de Sergipe, em áreas anteriormente cultivadas com cana-de-açúcar, mostraram perda de até 52% da produção (Costa e Matos, 2000).

Os ferimentos resultantes da migração do nematoide nas raízes constituem porta de entrada para outros organismos que causam a destruição do sistema radicular. As lesões escuras causadas nas raízes do abacaxizeiro prejudicam o sistema radicular por impossibilitar que as plantas absorvam adequadamente os nutrientes e a água do solo, provocando reboleiras com tamanho desuniforme, clorose foliar, prolongamento do estágio vegetativo, diminuição da produção de frutos, e em casos mais severos, a morte da planta. Esses nematoides podem sobreviver de um ciclo para outro da cultura em restos de raízes no solo, por 20 a 22 meses. Na ausência de restos de raízes, sua sobrevivência se limita a sete meses (Ritzinger e Costa, 2004).

A ocorrência de *P. brachyurus* é mais frequente em regiões de baixa altitude, ocasionando danos econômicos consideráveis. Todavia, pode-se inferir que os NLR serão menos prejudiciais ao abacaxizeiro cultivado em regiões de estação seca bem definida, pouco favorável à proliferação de fitonematoides, o que evitará um desenvolvimento alarmante das populações durante a estação chuvosa. Deve-se ressaltar que a irrigação nas estações secas representa um fator favorável à proliferação destes nematoides (Costa e Matos, 2000).

Sob condições climáticas adversas, outros fitonematoides, como *Helicotylenchus* sp., *R. reniformis* e *Criconemella* sp. predominam na rizosfera do abacaxizeiro. Casos de interação entre espécies de nematoides, com vantagens temporárias de uma sobre a outra, são bastante conhecidos. A vantagem competitiva aumenta à medida que a relação parasito-hospedeiro torna-se mais

complexa. Assim, em geral, os endoparasitos são mais competitivos do que os ectoparasitos (Costa e Matos, 2000). A espécie *P. zea* também está associada à rizosfera do abacaxizeiro. No entanto, sua patogenicidade a essa cultura ainda não foi comprovada (Sipes, 2005).

Os NLR podem infectar galhas causadas por *M. javanica*, causando colapso das galhas e morte das pontas do sistema radicular (Godfrey, 1929). Segundo Guérout (1965), *P. brachyurus* causa necrose do sistema radicular, dificultando o estabelecimento e o processo de formação de galhas por *Meloidogyne* spp.

***Meloidogyne* sp.**

O abacaxizeiro é bastante suscetível a *M. javanica* e *M. incognita*, danos severos causados por esses fitonematoides foram relatados na Austrália, África do Sul, Costa do Marfim, Estados Unidos, México, Porto Rico, Tailândia e Zimbábue (Garcia e Adam, 1962; Guérout, 1965; Ayala, 1969; Rohrbach e Apt, 1986).

O abacaxizeiro infectado por *Meloidogyne* spp. apresenta o sistema radicular reduzido, o que lhes prejudica a fixação no solo e aumenta a sensibilidade das plantas ao *stress* hídrico e nutricional. Consequentemente, pode ocorrer diminuição de peso foliar, florescimento precoce e redução do peso dos frutos (Costa e Matos, 2000). No caso de *M. javanica*, há relatos de danos ao abacaxizeiro com populações em pré-plantio maiores que 6 juvenis de segundo estágio (J_2)/cm³ de solo (Godfrey, 1936, cit. por Sipes *et al.*, 2005) ou apenas 1 J_2 /amostra (Stirling & Kopittke, 2000). Na Austrália, Stirling & Kopittke (2000) calcularam o nível de dano econômico de *M. javanica* em apenas 4 J_2 /10g de raízes, que é um nível populacional abaixo do que é normalmente relatado no Brasil.

Rotylenchulus reniformis

R. reniformis é um dos principais problemas fitopatológicos da abacaxicultura. Esses nematoides estão amplamente distribuídos, parasitando o abacaxizeiro em diversos países de clima tropical e subtropical (Sipes, 2005). Nas Filipinas são considerados os fitonematoides mais patogênicos ao abacaxizeiro

(David, 1988). Keetch (1982) relatou a importância desses patógenos ao abacaxizeiro na Austrália, no Caribe, em Porto Rico, no México e na Tailândia. De forma semelhante, Costa *et al.* (1999) relataram a importância desses fitopatógenos à abacaxicultura no Brasil.

Geralmente *R. reniformis* habita os primeiros 15 cm do solo, podendo chegar a profundidades de 30 a 150 cm. Durante o pré-plantio, a densidade populacional desses nematoides pode se manter estável por até oito meses no solo. Em pré-plantio, densidades populacionais de até 300 nematoides/250 cm³ de solo causam danos à cultura, mas apenas populações acima de 600 nematoides/250 cm³ se tornam um fator limitante à cultura (Sipes e Schmit, 1994; Sipes e Schmit, 2000). Após o plantio e enraizamento das mudas, a população se mantém estável por um pequeno período e inicia-se um aumento gradativo da população, podendo chegar a dez mil nematoides/cm³ de solo em apenas seis meses (Sipes e Schmit, 1994). Durante o desenvolvimento das mudas o nível populacional se mantém alto, podendo ocorrer redução durante a fase de floração. De acordo com Radovich *et al.* (2004), este fato pode estar relacionado a inibidores de protease no sistema radicular do abacaxizeiro. Segundo Chinnasri e Sipes (2004), a concentração de inibidores de protease no sistema radicular do abacaxizeiro infectado sugere um mecanismo de resistência sistêmica adquirida.

2.4 Controle de Fitonematoides

Em culturas frutíferas o manejo dos nematóides ocorre após o estabelecimento do pomar. Recomenda-se efetuar o monitoramento das populações e adequar práticas culturais de forma a reduzir o estresse nutricional e hídrico, bem como eliminar os hospedeiros alternativos e adotar práticas que reduzam a população das espécies, como adubação verde, rotação de culturas, aplicação de matéria orgânica e manejo adequado do solo e da cultura (Campos *et al.*, 2002).

A incorporação de matéria orgânica pode ter efeitos diretos e indiretos sobre a população de nematoides. Segundo Costa e Matos (2000), substâncias produzidas ou liberadas por algumas plantas podem exercer atividades nematicidas ou nematostáticas. Por exemplo, a incorporação de resíduos ou de extratos foliares de mandioca (*Manihot esculenta Crantz*) e *Azadirachta indica*, ao

solo reduziu as populações de *P. brachyurus* na Nigéria (Costa e Matos, 2000). No Brasil, Cassimiro et al (2007), avaliaram o efeito de plantas antagônicas e alqueive sobre a dinâmica populacional de fitonematoides na cultivar Pérola, verificando-se que a incorporação ao solo de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* DC), crotalaria (*Crotalaria juncea* L.), mucuna-preta (*Stizolobium aterrimum* Piper e Tracy) e cravo-de-defunto (*Tagetes erecta* L.) reduziu as populações de *R. reniformis*. De forma semelhante, a incorporação dos adubos verdes e de *T. erecta* promoveu reduções nas populações de *Criconebella* sp. e *H. dihystra*. As menores incidências de *P. brachyurus* ocorreram nas áreas onde foi incorporado crotalária e cravo-de-defunto.

De acordo com Costa e Matos (2000), a ação da matéria orgânica está diretamente relacionada ao aumento da atividade dos microrganismos antagônicos aos nematoides, principalmente fungos e bactérias. Essa ação antagônica reduz populações de *R. reniformis*, porém não é mais eficaz do que as fumigações com nematicidas, embora a incorporação de matéria orgânica tenha reduzido a população de nematoides nos cultivos subsequentes.

Uma opção para o controle de fitonematoides é a aplicação de nematicidas. No entanto, Costa e Matos (2000) relataram que a utilização desses produtos reduz a população inicial de nematoides, mas que a erradicação desses patógenos é difícil, pois os nematoides que permanecem no solo se multiplicam e dão origem a novas populações, que poderiam ser mais resistentes à dosagem inicialmente empregada. Atualmente, nos campos produtores do Havaí, as dosagens de nematicidas utilizadas são duas a três vezes superiores às utilizadas há alguns anos, causando um desequilíbrio ecológico nos solos por prejudicarem a assimilação de certos nutrientes como ferro, manganês e fósforo (Sipes, 2005). No Brasil, os estudos sobre a utilização de nematicidas na abacaxicultura estão em fase inicial. Na Paraíba, trabalhos com Carbofuran® líquido aplicado no terceiro e no oitavo mês após o plantio inibiram a produção de mudas. A baixa eficiência, somada à alta toxicidade e à ausência de produtos registrados para o abacaxizeiro, ilustram as desvantagens dos produtos químicos, sendo necessário desenvolver outras estratégias de controle que possam ser utilizadas pelos produtores, com menores danos ao meio ambiente e proporcionando uma agricultura em bases sustentáveis.

Portanto, não existe controle eficaz para fitonematoides no abacaxizeiro. Como medidas de manejo deve-se utilizar principalmente a prevenção, através de análises nematológicas do solo onde se pretende estabelecer o plantio, já que o controle pós-plantio é muito difícil, caro e trabalhoso. Em geral, as melhores chances de sucesso contra fitonematoides estão no melhoramento vegetal. No entanto, esta estratégia é limitada pela dificuldade de se encontrar fontes de resistência e pela variabilidade de fitonematoides (Ritzinger; Fancelli, 2006). Dinardo-Miranda *et al.* (1996), avaliaram a adaptação hospedeira de treze variedades de abacaxizeiro a fitonematoides e verificaram que todas as variedades foram boas hospedeiras para *P. brachyurus* e que somente a variedade *Huitota* apresentou populações de *M. incognita* menores que a variedade reconhecidamente suscetível *Smoth Cayenne*. Costa *et al.* (1999) avaliaram a resistência de dez genótipos de abacaxi a *M. javanica* e *P. brachyurus*, verificando que os genótipos LBB-1385, Primavera, FRF-609 e LBB-1396 comportaram-se como moderadamente resistentes e que os genótipos H-3607, LBB-1396, Perolera, FRF-609 e Primavera foram pouco resistentes a *P. brachyurus*.

2.5 Relação textura do solo e nematoides

A distribuição vertical de nematoides no solo depende das características dos horizontes do solo que permitem a orientação, movimentação e reprodução, contudo, o habitat nesses horizontes é influenciado pela estação do ano e conseqüentemente pela variação nos gradientes de oxigênio, umidade e temperatura do solo. As flutuações populacionais são mais intensas na camada superficial do solo, onde muitas vezes estão correlacionadas com a produtividade (Kanga *et al.* 2012).

Estudos indicam que *R. reniformes* causa elevados danos a diferentes culturas em solos com teores elevados de argila e silte (Robinson *et al.* , 1987; Starr *et al.* , 1993; Koening *et al.* , 1996; Herring *et al.* , 2010). Porém, outros estudos indicam que populações de *R. reniformes* apresentam níveis acima do linear de dano econômico em uma ampla variedade de solos (Gazaway e McLean, 2003, Monfort *et al.*, 2008; Herring *et al.*, 2010). De acordo com Thomas e Clark (1983), *R. reniformis* são bem adaptados ao parasitismo em diferentes

texturas de solos, o que permite a esses sobreviverem em ambientes inadequados a outros nematoides. Acredita-se que a tolerância desses parasitas ao estresse hídrico se deve ao mecanismo de anidrobiose, onde juvenis se enovelam para evitar a perda de líquido para o meio e reduzem drasticamente o metabolismo (Torres *et al.*, 2006 e Asmus e Ishimi, 2009). Além do mais, a textura do solo também pode influenciar na capacidade de retenção de água e disponibilidade de nutrientes, podendo oferecer um ambiente de crescimento benéfico para a planta e conseqüentemente para o parasita.

Medidas baseadas na avaliação da textura do solo foram eficazes para avaliações de risco para contaminação com *Meloidogyne* sp., o qual apresenta maior preferência por solos arenosos (Lewis e Smith, 1976; Koenning *et al.*, 1996). De acordo com Kanga *et al.* (2012), neste tipo de solo nematoides apresentam maiores chances de localização do hospedeiro.

A textura do solo é um fator importante na determinação da densidade, da diversidade e no nível de dano causado por fitonematoides (Skott e Lawrence , 2013). De acordo com Skott e Lawrence (2013), estes fatores contribuem para o desenvolvimento de estratégias de manejo menos onerosas, sendo certamente uma ferramenta útil para criar zonas de manejo no campo, pois as características do solo em cada zona de produção além de indicarem o potencial de produção da cultura e o risco de escassez de água, também podem indicar a capacidade de reprodução de fitonematoides.

2.6 Aspectos relevantes para a detecção e identificação de fitonematoides parasitos do abacaxizeiro

Dois aspectos importantes no manejo dos nematoides parasitos do abacaxizeiro são epidemiologia e a metodologia de amostragem quantitativa para monitoramento populacional. Na Austrália, a população de *M. javanica* no solo manteve-se baixa até 12 meses após o plantio, subindo rapidamente a seguir (Stirling e Nikulin, 1993, cit. por Sipes *et al.*, 2005). No Hawaii, a população de *R. reniformis* no solo manteve-se baixa até 8 meses após o

plantio, aumentando rapidamente até atingir 10 mil nematoides/250 cm³ de solo (Sipes & Schmitt, 1994, cit. por Sipes *et al.*, 2005).

Sabe-se que o abacaxizeiro possui um sistema radicular reduzido, que estende-se em sua maioria até 15 cm de profundidade e 40-80 cm horizontalmente. De acordo com Sipes *et al.* (2005), em pré-plantio a amostragem para nematoides deve ser feita a 30-40 cm de profundidade, coletando-se 30 amostras simples/100 m². Em pós-plantio, após dois meses de plantio das amostras, as amostras devem ser coletadas na zona de raízes até 30 cm de profundidade, na proporção de 10 amostras simples/15 a 30 metros de linha de plantio. Para obtenção de nematoides do solo, as amostras devem ser processadas por flotação-peneiramento-centrifugação, e para endoparasitos pode-se macerar as raízes e extrair os nematoides. Na Austrália, Stirling & Kopittke (2000) recomendaram a coleta de 50 amostras simples/lavoura.

Estudos abordando a ecologia de nematoides parasitos do abacaxizeiro no Brasil indicam que a população de nematoides mostra-se maior no solo ou nas raízes dependendo da espécie, sendo *P. brachyurus* mais abundante nas raízes do que *R. reniformis* (Costa, 2000). Dinardo-Miranda *et al.* (1997) monitoraram a população de *M. incognita* raça 1 e *P. brachyurus* em área naturalmente infestada, observando fortes variações sazonais na população destes nematoides. Os autores sugeriram que estas variações ocorreriam em função da temperatura ambiente, da pluviosidade e do estágio fenológico da cultura.

2.7 A cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e a murcha do abacaxizeiro

A murcha do abacaxizeiro (MA) associada à cochonilha *D. brevipes* e ao vírus PMWa é considerada um dos maiores problemas mundiais da cultura, podendo causar perdas de até 80% da produção (Lacerda *et al.*, 2009). As cochonilhas são disseminadas nas lavouras por formigas doceiras que são atraídas para se alimentarem de substâncias açucaradas produzidas por *D. brevipes*. Os sintomas da MA são a seca e a morte do sistema radicular,

posteriormente ocorre a murcha e a descoloração gradual das folhas, que dobram em direção ao solo e secam. As plantas infectadas ainda novas, dificilmente virão a frutificar, em casos de incidência tardia, a frutificação pode ocorrer, porém os frutos ficam atrofiados, murchos e impróprios ao consumo ou à industrialização (Sanches, 2005).

Acredita-se que a interação do complexo vírus-cochonilha com outras pragas ou doenças podem agravar os danos a cultura. De acordo com Costa e Matos (2000), o dano causado pela MA pode ser agravado pela infecção por fitonematoides. Estudos realizados por Costa e Matos (2000), sugerem que plantas co-inoculadas com *P. brachyurus* e *D. brevipes* apresentaram menor desenvolvimento vegetativo quando comparadas a plantas inoculadas apenas com *P. brachyurus*. No entanto, ainda não se sabe se existe interação entre os principais fitonematoides parasitos do abacaxizeiro e a MA.

3. OBJETIVO GERAL

Investigar a incidência de nematoides parasitos do abacaxizeiro no estado do Rio de Janeiro e a correlação desses nematoides com a textura do solo, bem como, investigar se existe interação entre os principais fitonematoides com a murcha do abacaxizeiro.

3.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Fazer um relato atual dos fitonematoides parasitos do abacaxizeiro no estado do RJ, estabelecer o nível populacional desses patógenos nos principais municípios produtores, bem como verificar a relação das classes textuais das áreas cultivadas e o parasitismo por fitonematoides na região.

Caracterizar os sintomas induzidos por *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* spp. e murcha do abacaxizeiro, individual e concomitantemente, bem como estimar os seus danos ao desenvolvimento vegetativo e à produtividade, bem como à produção e qualidade dos propágulos produzidos ao final do ciclo da cultura, em condição de microparcelsas.

Caracterizar os sintomas induzidos por *R. reniformis*, *M. javanica* e a murcha do abacaxizeiro, individual e concomitantemente, bem como estimar os danos ao desenvolvimento vegetativo em condição de microparcelas.

4. TRABALHOS

4.1. Incidência de fitonematoides e correlação entre a textura do solo e a densidade populacional em lavouras de abacaxizeiro no estado do Rio de Janeiro

Introdução

No estado do Rio de Janeiro, a cultura do abacaxizeiro dá-se principalmente na região Norte, com destaque para os municípios de São Francisco do Itabapoana, São João da Barra e Campos dos Goytacazes, que juntos respondem por 98% da produção fluminense (Anônimo, 2011). Nessa região, o abacaxizeiro é cultivado com baixa produtividade, principalmente devido a questões fitossanitárias (Ponciano *et al.*, 2006).

O parasitismo por nematoides é um dos principais fatores limitantes à cultura do abacaxizeiro (Costa e Matos 2000; Sipes *et al.*, 2005). Esses nematoides causam redução no peso dos frutos e, conseqüentemente, queda na qualificação e no valor de venda desses (Caswell *et al.*, 1990). Acredita-se que as lavouras fluminenses estejam parasitadas por fitonematoides, mas, estudos são necessários para indentificar os nematoides parasitos da cultura na região e determinar o nível populacional desses parasitas, bem como a sua relação com as características texturais do solo cultivado.

Levantamentos nematológicos nas principais regiões produtoras brasileiras indicaram que *P. brachyurus*, *M. javanica* e *R. reniformis* estão dentre as mais frequentes e danosas (Monteiro e Lordello, 1972; Sharma 1977; Zem e Reinhardt, 1978; Zem e Choairy 1980, Goes *et al.*, 1982; Cavalcante *et al.*, 1984; Manso *et al.*, 1994; Costa *et al.* 1998; Costa *et al.*, 1999), podendo causar perdas de produtividade que podem chegar até 74% (Sipes, 1996; Costa e Matos, 2000; Sipes *et al.*, 2005). Outros estudos também relataram o parasitismo por *Aorolaimus* sp., *Criconemoides* sp., *Ditylenchus* sp., *Helicotylenchus* spp., *Hemicycliophora* sp., *Longidorus* sp., *Mesocriconema* sp. e *Helicotylenchus* sp., *Heterodera* sp., *Hoplolaimus* sp., *Paratylenchus* sp., *Radopholus* sp., *Trichodorus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp. e *Xiphinema* sp. (Lordello, 1955; Ayala, 1967; Monteiro e Lordello, 1972; Sharma, 1977; Zem e Reinhardt, 1978; Goes *et al.*, 1981; Cavalcante *et al.*, 1984; Manso *et al.*, 1994; Costa *et al.*, 1998). Entretanto, Costa e Matos (2000), sugerem que estes nematoides apresentam menor importância econômica para a cultura.

Além das espécies de nematoides, outros fatores podem influenciar nos danos causados por estes patógenos, com destaque para o nível populacional dos nematoides e a textura do solo (Sipes *et al.*, 2005 e Scott *et al.*, 2013). O nível de dano econômico para *Helicotylenchus* sp., *M. javanica*, *P. brachyurus* e *R. reniformis*, foi estipulado em 180, 4, 50 e 180 nematoides/150 cc de solo, respectivamente (Ko e Schmitt, 1996; Stirling e Kopittke, 2000; Sipes *et al.*, 2005). Porém, existe pouca informação sobre a influência da textura do solo sobre a incidência desses nematoides. Estudos indicam que este fator pode influenciar no nível de dano causado por fitonematoides (Koenning *et al.*, 1996; Monfort *et al.*, 2008; Herring *et al.*, 2010). Neste sentido, Starr *et al.* (2007), sugerem que a textura do solo deve ser utilizada na determinação da prática de manejo a ser utilizada. Especificamente na região Norte fluminense, o abacaxizeiro é cultivado em solos extremamente arenosos (Ferreira *et al.* 2012). No entanto, a relação de nível populacional de fitonematoides em abacaxizeiros com solos extremamente arenosos, ainda não foi bem estudada.

Este trabalho tem como objetivo fazer um relato atual dos fitonematoides parasitos do abacaxizeiro no estado do RJ, estabelecer o nível populacional desses patógenos nos principais municípios produtores, bem como verificar a

relação das classes textuais de solos das áreas cultivadas e o parasitismo por fitonematoides.

Material e Métodos

Áreas e lavouras amostradas

O levantamento foi realizado nos principais municípios produtores de abacaxi do RJ, sendo o número de lavouras amostradas distribuídas entre os municípios de acordo com a área plantada (Anônimo, 2010). Os municípios amostrados e o número de amostras compostas coletadas em cada um deles estão representados na figura 1.

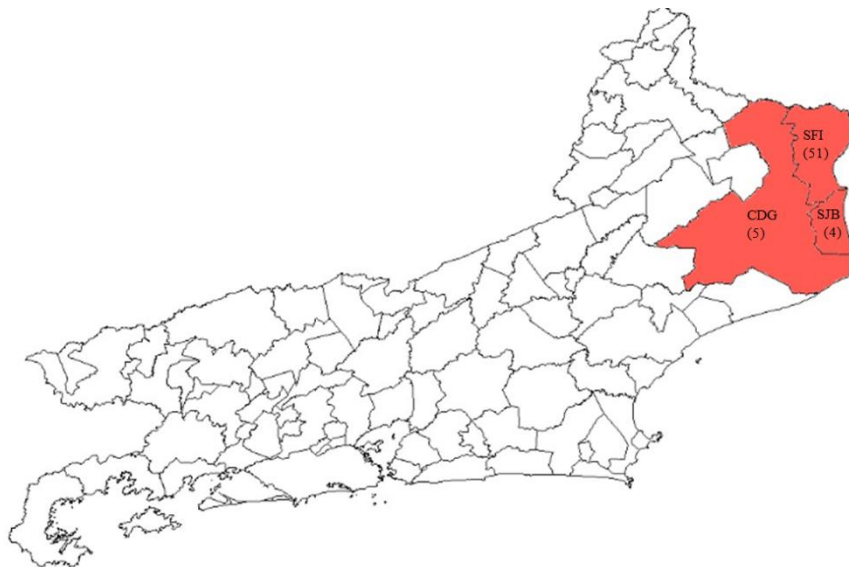


Figura 1. Mapa do Estado do Rio de Janeiro destacando os municípios de Campos do Goytacazes (CDG), São Francisco do Itabapoana (SFI) e São João da Barra (SJB), onde foram coletadas amostras de solo provenientes de lavouras de abacaxi para análise nematológica e de textura, bem como o número de amostras compostas coletadas por município.

As lavouras amostradas foram selecionadas em contato com produtores, Emater e Sindicatos Rurais, selecionando-se lavouras comerciais de pelo menos 3 hectares, das cultivares Pérola e Smooth Cayenne, independente do nível tecnológico do produtor. Nas regiões onde foram encontradas somente lavouras

menores que 3 hectares, as amostras simples foram coletadas em várias lavouras de forma a contemplar a dimensão desejada para coleta de uma amostra composta.

As amostras foram coletadas durante o período das chuvas (novembro a março) nos anos agrícolas de 2010/2011 e 2011/2012. As amostras simples foram tomadas ao acaso, a uma profundidade de 0 a 40 cm, seguindo-se uma trajetória em zigue-zague nas culturas em franco desenvolvimento vegetativo (aproximadamente 8 meses). Foram retiradas oito amostras simples de 500 g de solo/ha/lavoura. Após a homogeneização das amostras simples foram coletados 10 g de raízes em meio ao solo para extração dos nematoides.

Para as coletas, foi utilizada cavadeira do tipo “boca de lobo” coletando-se as amostras nas linhas de plantio (Fig. 2).

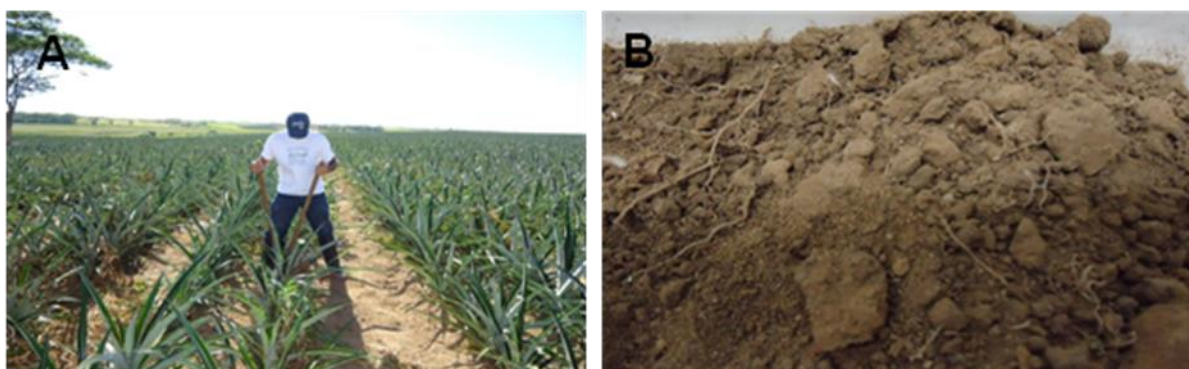


Figura 2. (A) Amostragem de lavouras e (B) solo e raízes coletados com “boca de lobo”.

Extração de nematoides

Foram retirados 10 g de raízes/amostra, sendo estas devidamente identificadas e mantidas em funil de Baermann por 48 h para obtenção dos nematoides (Fig.3). A solução obtida por funil de Baermann foi submetida ao método de flutuação em centrifuga em solução de sacarose (Jenkins, 1964), para retirada das impurezas (partículas de raízes e solo), nesta etapa foram utilizadas peneiras com aberturas de 250 μ m (60 Mesh) sobre uma peneira com aberturas de 25 μ m (500 Mesh) para obtenção dos nematoides.



Figura 3. Extração de fitonematoides de raízes de abacaxizeiro em funil de Baermann.

Multiplicação dos nematoides

As populações de *Pratylenchus* foram multiplicadas em cilindros de cenoura de acordo com a técnica proposta por Mudiope *et al.* (2004), modificada por Gonzaga e Santos (2010) e Santos *et al.* (2012). Os nematoides foram extraídos dos cilindros de cenoura pela técnica de Coolen e D'Herde (1972), 90 dias após a inoculação dos cilindros. As populações de criconematídeos, *Helicotylenchus* spp., *Meloidogyne* sp. e *Rotylenchulus* sp. foram multiplicadas em abacaxizeiros mantidos em casa de vegetação.

Identificação dos Fitonematoides

Para a identificação específica dos fitonematoides, pelo menos trinta fêmeas de cada população foram recolhidas e utilizadas na montagem de lâminas de vidro temporárias, que foram observadas em microscópio óptico Nikon Eclipse E400.

Após a caracterização morfológica e morfométrica dos nematoides, estes foram identificados em nível de gênero com base em Siddiqi (2000). Para identificação específica, pelo menos 30 espécimes de cada população foram caracterizadas e identificadas com base em diferentes chaves dicotômicas e técnicas para identificação de fitonematoides.

Para caracterizar as populações de *Helicotylenchus* spp. foram analisadas as variáveis tamanho do estilete, altura e largura dos nódulos do estilete, bem como as medidas referentes à região hialina, calda e distância entre a abertura da glândula esofagiana dorsal e a base do estilete (DGO) foram observadas e mensuradas em ocular micrométrica de 10X e objetiva de 40x. O comprimento do

corpo dos nematoides (L) foi mensurado mediante desenho em câmara clara com objetiva de 20x. O índice "O" (DGO/tamanho do estilete x 100) foi calculado de acordo com Siddiqi (2000). As características, região cefálica, formato da calda e presença ou ausência de fasmídio, foram observadas e fotografadas. Todos os caracteres mensurados e/ou observados foram comparados aos relatos de Siddiqi (1972), Kazi (1996), Fotedar & Kaul (1985), Fortuner *et al.* (1981) e Krall (1990).

A identificação de *Pratylenchus* sp. foi feita com base em Gonzaga (2006) e Castillo e Vovlas (2007). O diagnóstico molecular das espécies foi feito de acordo com a metodologia de amplificação de fragmentos genômicos proposta por Powers (2004), Subbotin *et al.* (2008) e Oliveira *et al.* (2009), modificado por Ferreira *et al.* (2013), onde o DNA genômico foi extraído de um único espécime, sendo este seccionado em três partes (com auxílio de uma agulha) em uma gota de 15 µl de WLB (*Worm Lysis Buffer*), e colocados em tubos de microcentrífuga, sendo incubados a -20°C por 15 min. Para a reação de PCR foi utilizado um kit tipo pureTaq Read-To-Go Bead (Amersham Pharmacia Biotech). A seguir, em um tubo de microcentrífuga de 0,5 cm³ foi adicionada uma esfera do kit de PCR contendo 2,5 UpuReTaq, 200 µM de cada dNTP, 10 µM Tris-HCl, 50 µM KCl e 1,5 µM MgCl², dissolvido em 17,5 µl de água milli-Q. Foram adicionados 5 µl de DNA genômico e 1 µl de cada par de primers da região D2/D3 do DNA mitocondrial conforme as especificações descritas por Al-Banna *et al.* (2004). A seguir, deu-se início a um ciclo inicial de 95°C por três minutos e 35 ciclos nas temperaturas de 95, 62 e 72°C por um minuto e um ciclo final a 72°C por sete minutos. Para a análise de Restrição de Fragmentos polimórficos (RFP) dos produtos amplificados de cada população foram utilizados cerca de 10 a 15 µl de cada PCR para a digestão em 15 U da enzima de restrição *Pst*I (Fermentas Life Sciences) em tampão apropriado, de acordo com as recomendações dos fabricantes. A digestão foi conduzida por 16 h a 37°C. Os produtos da digestão enzimática foram separados em eletroforese em gel de agarose a 1% e, corados com brometo de etídio (0,5 µg/ml) em TBE (tampão Tris, Borato e EDTA). Ao término da corrida eletroforética os produtos amplificados foram visualizados em transluminador de luz ultravioleta, acoplado à máquina fotográfica. A estimativa do peso molecular dos produtos amplificados do DNA de cada população na PCR, bem como dos produtos da digestão enzimática foi realizada por meio da comparação com o marcador de peso molecular Invitrogen 100 pb ou 1 Kb, também foi adicionado a

uma das cavidades dos géis somente os reagentes utilizados nesse processo (controle negativo).

A caracterização da população de *Rotylenchulus* foi feita com base em Siddiqi (2000) e Soares *et al.* (2004), com ênfase no formato da cauda, na porção hialina, V(%), no comprimento do estilete de fêmeas jovens e na presença ou ausência de machos.

Para identificação de nematoides da Família Criconematidae foram utilizadas as chaves propostas por Brzeski (1998) e Geraert (2010), sendo observadas as seguintes variáveis: mobilidade das fêmeas, disposição do útero, formato do esôfago, características cuticulares, proporção do estilete em relação ao tamanho do nematoide, característica da vulva (aberta ou fechada) e juvenis com cutícula coberta ou não por membranas.

A identificação específica de *Meloidogyne Pratylenchus* sp. foi feita por caracterização de fenótipos isoenzimáticos. O preparo dos géis, as corridas eletroforéticas e o sistema tampão, foram realizados conforme proposto por Carneiro e Almeida (2001), utilizando-se o sistema descontínuo de eletroforese vertical em gel de poliacrilamida a 6 %. Para comparação dos fenótipos obtidos, foram colocadas 5 fêmeas de *M. javanica* nas cavidades 1 e 6 do gel, oriundas de uma população pura e de fenótipo isoenzimático conhecido, fornecida pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (CENARGEN). A eletroforese foi conduzida em um refrigerador com temperatura variando de 14 a 17°C, sob voltagem constante de 80 V, sendo a sua migração acompanhada através da linha frontal de azul de bromofemol a 0,1%. Após 40 minutos, os géis foram retirados das placas com auxílio de uma espátula e mantidos em solução para revelação da isoenzima esterase.

Incidência de fitonematoides no Estado do RJ

Nesta etapa, foram utilizados 10g de raízes de cada uma das 60 amostras compostas, sendo estas coletadas como descrito anteriormente, os nematoides foram obtidos de acordo com a metodologia funil de Baermann e mantidos em tubos de vidro contendo 10 mL de água. A suspensão contendo os nematoides de cada amostra composta foi homogeneizada e três alíquotas de 1 mL foram utilizadas para contagem do número de nematoides em lâminas de Peters. Após

a contagem dos nematoides, foi calculado o índice de lavouras parasitadas por cada espécie ou gênero de fitonematoides em cada um dos municípios amostrados.

O nível populacional de cada nematoide foi determinado após a contagem e o agrupamento em níveis populacionais de nematoides/10g de raízes.

Correlação entre a granulometria do solo e a densidade de fitonematoides em áreas de plantio de abacaxizeiro

Foram retirados de cada amostra composta 10g de raízes para extração de nematoides e 300 cc de solo, sendo cada amostra devidamente identificada. As amostras de solo foram enviadas para o centro de análise de solos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ). Após a análise do teor de areia, silte e argila, o número de nematoides obtidos por 10g de raízes em cada amostra composta foi contado como relatado anteriormente (item: Incidência de fitonematoides no Estado do RJ) e correlacionado com os valores referentes ao teor de areia, silte e argila pelo teste estatístico de coeficiente de correlação de Spearman (Zar, 1999; Sampaio, 2007) utilizando o programa BioEstat (Ayres *et al.*, 2005).

Resultados

Este trabalho revela o parasitismo por *H. Glissus* Thorne e Malek, 1968, *H. cavenessi*, *M. javanica*, *Mesocriconema* sp., *P. brachyurus*, *P. zea* e *R. reniformis* nas lavouras comerciais de abacaxizeiro do Estado do Rio de Janeiro.

As características morfométricas mensuradas de *H. Glissus* e *H. cavenessi* estão descritas na tabela 3.

As populações de *H. Glissus* apresentaram região labial alta, arredondada e com ânulos indistintos, bem como projeção ventral da cauda com mais de dois ânulos de comprimento, espermateca ausente, tamanho dos ânulos terminais da cauda menor que os do corpo e da calda com 5-7 ânulos ventrais.

H. cavenessi apresentaram região labial arredondada com ânulos ausentes ou indistintos, espermateca não funcional (ausência de espermatozoides), cauda hemisférica com terminação estriada e ausência de projeção ventral.

A figura 4 mostra a região cefálica e a cauda de *H. glissus* e *H. cavenessi*.

Tabela 3. Descrições morfométricas (μm) e morfológicas das populações de *Helicotylenchus* parasitos do abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro.

Nematoides	Comp. estilete	Nódulos do estilete		DGO	Região hialina	Cauda		"O"	L	V%
		Altura	Largura			Comp.	Formato			
<i>H. glissus</i>	25,9 (24,5-27)	4,6 (2,4-4,9)	6,8 (4,9-7,3)	13,3 (12,2- 19,6)	2,8 (2,4-4,8)	15,4 (11,3-20,0)	Fig. 3B	49,8	708,8 (632,5- 770)	55 (50-65)
<i>H. cavenessi</i>	23,8 (21,6-24,4)	3,5 (2,4-4,8)	5,64 (4,8-6,1)	12,1 (10,9-12,2)	2,8 (2,4-4,8)	12,9 (12,5-18,7)	Fig. 3D	51,0	643 (575-735)	58 (51-65)



Figura 4. Região cefálica (A) e cauda (B) de *H. glissus*; Região cefálica (C) e cauda (D) de *H. cavenessi*.

A figura 5 revela o parasitismo por *M. javanica* através de bandas em gel de agarose utilizando a técnica de eletroforese com fenótipo de esterase.

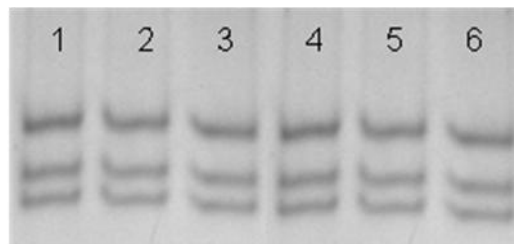


Figura 5. Bandas em gel de agarose de cinco fêmeas de *M. javanica* obtidas de populações puras de *M. javanica* (1 e 6) ou populações obtidas de abacaxizeiros em são Francisco do Itabapoana (2 e 3) e Campos dos Goytacazes (4 e 5).

A população de *Mesocriconema* apresentou características típicas desse gênero tais como fêmeas com mobilidade, sendo estas prodélicas, com pro corpo gradualmente expandido, metacorpo largo, ístimo gradualmente reduzido com pequeno bulbo basal, cutícula simples com anelações cuticulares em todo corpo

do nematoide, anelações distintas apenas na região cefálica, estilete proporcionalmente menor que 40% do tamanho do nematoide e vulva aberta, bem como presença de juvenis com cutícula não coberta por membranas (Fig.6).

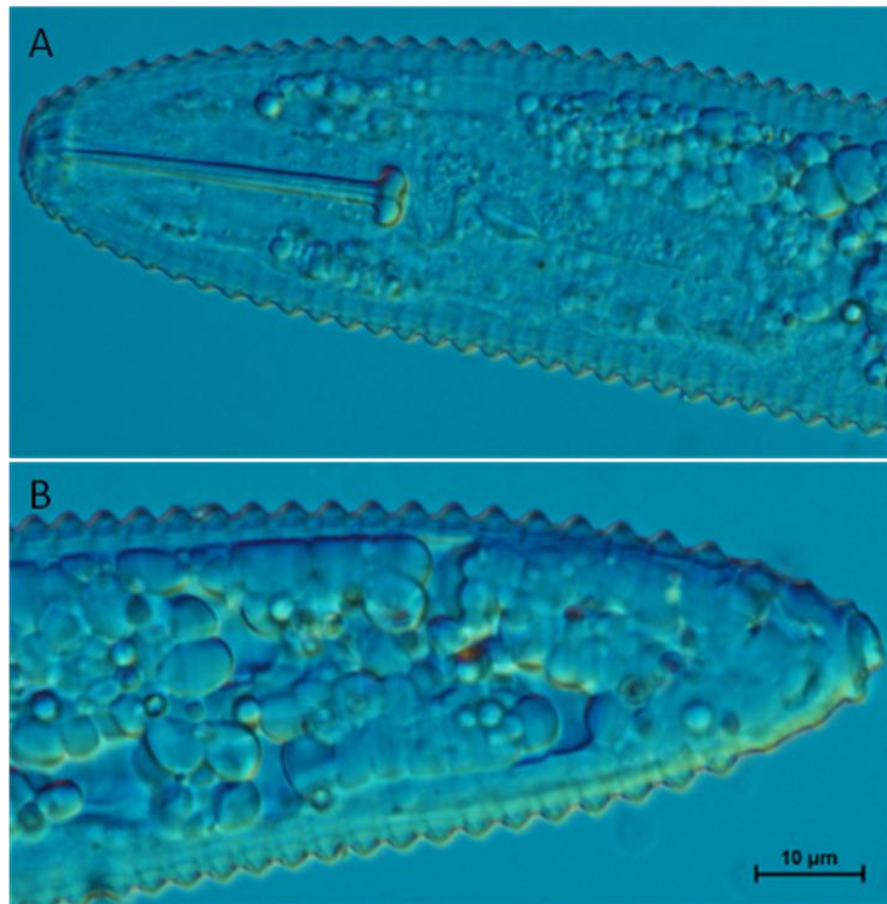


Figura 6. Fotomicrografia da Região cefálica (A) e cauda (B) de *Mesocriconema* sp. parasito do abacaxizeiro.

A Figura 7. apresenta bandas em gel de agarose que confirmam o parasitismo por *P. brachyurus* e *P. zae* através da amplificação de fragmentos genômicos específicos para esses nematoides.

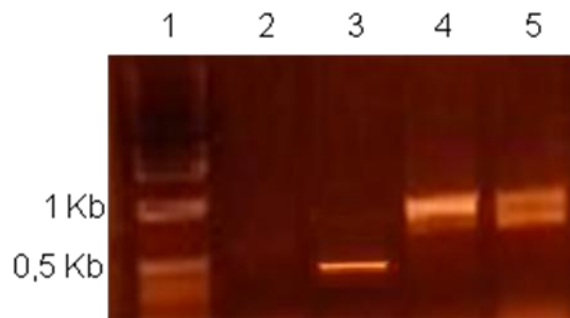


Figura 7. Amplificação da região ITS do DNA ribossomal através da reação em PCR com marcador de peso molecular (1), controle negativo (2), *P. zea* (3) e *P. brachyurus* (4 e 5).

As populações de *R. reniformis* apresentaram machos e fêmeas jovens, sendo que essas com calda de término estreito arredondado uniforme e porção hialina digitada, bem como V de 71,2 % e comprimento do estilete de 18,1 mm (Fig. 8).

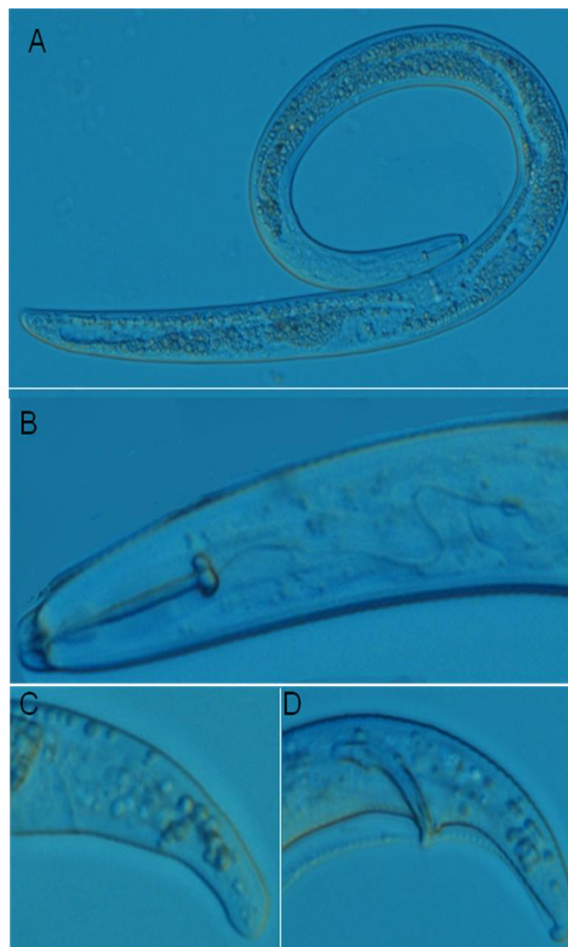


Figura 8. Fêmea jovem de *R. reniformis* (A) e sua região cefálica (B), bem como detalhes da calda de uma fêmea (C) e um macho (D) desta espécie.

Quanto ao parasitismo por fitonematoides nas lavouras comerciais do Estado do RJ, a tabela 4 mostra as taxas de parasitismo por várias espécies ou gêneros de fitonematoides nos principais municípios produtores da região.

Tabela 4. Número de lavouras parasitadas por fitonematoides/total de lavouras amostradas nos municípios de Campos dos Goytacazes, São João da Barra e São Francisco do Itabapoana.

Fitonematoides	Municípios		
	Campos	S. J. da Barra	São Francisco
<i>H. glissus</i>	5/5	0/4	41/51
<i>H. cavenessi</i>	0/5	0/4	3/51
<i>Mesocriconema</i> sp.	0/5	3/4	2/51
<i>M. javanica</i>	3/5	0/4	41/51
<i>P. brachyurus</i>	3/5	4/4	45/51
<i>P. zaeae</i>	0/5	0/4	8/51
<i>R. reniformis</i>	2/5	0/4	20/51

A tabela 5 mostra a distribuição dos fitonematoides nas lavouras amostradas em diferentes níveis populacionais.

Tabela 5. Percentual de fitonematoides parasitos do abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro em níveis populacionais de 1 a 1000 nematoides/10g de raízes de abacaxizeiro.

Fitonematoides	Níveis populacionais*				
	1 - 200	201 - 400	401 - 600	601 - 800	801 - 1000
<i>H. glissus</i>	70	11	10	4,5	4,5
<i>H. cavenessi</i>	100	0	0	0	0
<i>Mesocriconema</i> sp.	88	12	0	0	0
<i>M. javanica</i>	85	0	15	0	0
<i>P. brachyurus</i>	69	12	17	0	2
<i>P. zaeae</i>	100	0	0	0	0
<i>R. reniformis</i>	61	0	0	17	22

No Estado do Rio de Janeiro o abacaxizeiro é cultivado em solos com teores de areia, silte e argila variando de 600-800, 20-100 e 100-300 g/Kg, respectivamente. A tabela 6 mostra que existe uma tendência de correlação entre o aumento do nível populacional de *M. javanica*, e *R. reniformis* e solos com maiores teores de silte e argila na região.

Tabela 6. Correlação de Spearman entre a textura do solo e os nematoides parasitos do abacaxizeiro no estado do RJ

Fitonematoides	Textura do solo		
	Areia	Silte	Argila
<i>Helicotylenchus</i>	-0,01	0,006	0,08
<i>Mesocriconema</i>	0,06	0,09	-0,02
<i>Meloidogyne</i>	-0,29	0,43	0,30
<i>Pratylenchus</i>	0,11	-0,13	-0,13
<i>Rotylenchulus</i>	-0,19	0,21	0,18

Discussão

As características observadas na caracterização de *H. glissus* estão de acordo com a descrição de Krall (1990) e Siddiqi (1972). No entanto, para Fotedar e Kaul (1985), estas características também são parecidas com aquelas propostas para *H. abunaami* Siddiqi, 1972, mas, a população avaliada neste estudo não apresenta outras características atribuídas a esta espécie, tais como: presença de fasmídios, projeção da cauda ausente ou pouco desenvolvida (menor que dois ânlus de comprimento), nódulos do estilete de formato indentado ou côncavo, região labial com 4-5 ânlus distintos, presença de

fasmídeos com no máximo cinco ânulos de distância do ânus e comprimento do corpo entre 0,52-0,63 mm.

Os espécimes de *H. cavenessi* Sher, 1966 avaliados apresentaram caudas com ausência de projeção ou com projeção suave. Segundo Krall (1990) e Fortuner e Wong (1984), pequenas variações morfológicas somente na cauda podem ocorrer em *Helicotylenchus* spp., não sendo este um caráter que determina diferença entre as espécies quando julgado isoladamente. Segundo Fotedar e Kaul (1985), as características morfológicas e morfométricas dessas populações também são parecidas com *H. retusus* Siddiqi e Brown, 1964, no entanto, o V% relatado para esta espécie é maior que os valores verificados na população avaliada neste estudo. De forma semelhante, Kazi (1996) relata que *H. falcatus*, apresenta características parecidas com as observadas, porém, estas populações não apresentaram fasmídios, sendo esta uma característica importante de *H. falcatus* (Siddiqi, 1972).

De acordo com as características morfológicas e morfométricas dos espécimes avaliados e submetidos à avaliação de chaves para identificação de *Helicotylenchus* sp. trata-se do parasitismo por *H. glissus* e *H. cavenessi*, sendo este o primeiro relato de *H. Glissus* parasitando o abacaxizeiro. No entanto, novos estudos ainda são necessários para confirmação molecular dessas espécies.

As características morfológicas da população de *Mesocriconema* avaliada são semelhantes às relatadas por Geraert (2010). Estes nematoides também apresentam características muito próximas de *Criconema* Hofmänner e Menzel, 1914, *Criconemoides* Taylor, 1936 e *Xenocriconemella* DeGrisse and Loof, 1965 (Geraert, 2010 e Brzeski, 1998). Entretanto, esses três gêneros apresentam vulva fechada, não sendo esta, uma característica da população avaliada neste estudo.

As populações de *Pratylenchus brachyurus* e *P. zae* avaliadas neste estudo apresentaram características morfológicas e morfométricas dentro dos padrões relatados por Gonzaga e Santos (2005) e Castillo e Vovlas (2007). No entanto, a presença de placas labiais indivisas que são características importantes para estas espécies não pôde ser observada com a metodologia proposta. Além do mais, estudos indicam a necessidade da confirmação molecular de *Pratylenchus* spp. devido à constante incompatibilidade entre a caracterização morfológica e molecular (Duncan *et al.*, 1999 e Subbotin *et al.* 2008). Com a confirmação molecular foi possível obter a amplificação de

fragmentos genômicos às espécies citadas favorecendo um sistema de diagnose mais rápido e específico. Além do mais, esta técnica pode propiciar a tomada de decisões de forma a minimizar o possível estabelecimento e a disseminação destes fitopatógenos, reduzindo os danos econômicos causados por estes patógenos ao abacaxizeiro.

A população de *M. javanica* apresentou fenótipo de esterase semelhante aos relatados por Carneiro e Almeida (2001) e Castillo *et al.* (2003). No entanto, observações do sistema radicular de abacaxizeiros parasitados por estes nematoides indicaram a presença de galhas especificamente na região de crescimento radicular e não de forma generalizada como relatado por Costa *et al.* (1999), Costa e Matos (2000) e Sipes *et al.* (2005).

A população de *R. reniformis* caracterizada apresentou características morfológicas semelhantes às relatadas por Siddiqi (2000). Soares *et al.* (2004) sugerem que esta espécie é predominante nos agroecossistemas brasileiros. De fato, todas as caracterizações referentes ao gênero *Rotylenchulus* em abacaxizeiros indicam o parasitismo por *R. reniformis* (Monteiro e Lordello, 1972; Hutton, 1974; Zem e Reinhardt, 1978; Zem e Choairy, 1980; Keetch, 1982; Davide, 1988; Caswell, 1990; Nath *et al.*, 1997; Jiménez *et al.*, 2001).

Este trabalho revela que os fitonematoides que causam maiores danos econômicos à cultura do abacaxizeiro também são abundantes e bem disseminados na maioria das lavouras e nos municípios avaliados nesse estudo. A presença de fitonematoides na região em níveis populacionais acima do linear de dano econômico relatado por Stirling e Kopittke (2000) e Sipes *et al.* (2005), pode estar relacionada às práticas equivocadas de manejo com rotação com culturas hospedeiras desses patógenos, culminando assim na baixa produtividade do abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro como relatado por Anônimo (2011).

Goes *et al.* (1981) sugeriram a presença de *Pratylenchus* sp. e *Rotylenchulus* sp. *M. incognita* e *H. dihystra* em abacaxizeiros no Estado, todavia, este estudo avaliou municípios hoje inexpressivos na produção de abacaxi, o que pode justificar a ausência de algumas espécies atualmente nas lavouras da região, além do mais, naquela época não foram utilizadas as técnicas e chaves de identificação de espécies utilizadas neste estudo.

Os baixos índices de correlação sugerem que classes texturais do solo onde se cultiva o abacaxizeiro no Estado do RJ não influenciam o índice

populacional de fitonematoides ectoparasitas e endoparasitas. Aumento no índice populacional desses nematoides em solos arenosos foi observado por Starr *et al.* (2007). Mas, estes trabalhos foram desenvolvidos em solos com teores de silte e argila mais elevados do que o encontrado nas condições onde se desenvolveu este estudo, onde os solos foram classificados como extremamente arenosos por Ferreira *et al.* (2012). Quanto aos nematoides parasitas sedentários, solos arenosos aumentam a dispersão dos juvenis no solo segundo Kanga *et al.* (2012), no entanto, solos mais argilosos apresentam condições mais favoráveis ao aumento populacional desses fitonematoides (Koenning *et al.* 1996). Este estudo revela que uma tendência ao aumento populacional de *M. javanica* e *R. reniformis* pode ocorrer em teores de argila e silte menores do que os índices até então relatados por Gazaway and McLean (2003), Monfort *et al.* (2007), Starr *et al.* (2007), Monfort *et al.* (2008), Herring *et al.* (2010) e Scott *et al.* (2013).

O parasitismo em altos níveis populacionais por fitonematoides na cultura do abacaxizeiro pode estar relacionado à baixa produtividade da cultura na região. Porém, novos estudos que proporcionem melhor conhecimento relativo aos danos causados por estes patógenos e o efeito do frequente co-parasitismo entre fitonematoides e as cochonilhas *D. brevipes*, devem ser estudados.

Referências bibliográficas

- Al-Banna, L., Ploeg, A.T., Williamson, V.M., Kaloshian, I. (2004) Discrimination of six *Pratylenchus* species using PCR and species-specific primers. *Journal of Nematology*, 36(2):142-146.
- Anônimo (2010). Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. SIDRA - Banco de Dados Agregados. Produção Agrícola Municipal: <http://www.sidra.ibge.gov.br/> em 18/04/12 página mantida pelo IBGE.
- Anônimo (2011) Instituto brasileiro de geografia e estatística. SIDRA - Banco de Dados Agregados. Produção Agrícola Municipal: <http://www.sidra.ibge.gov.br> em 18/04/12 página mantida pelo IBGE.
- Ayala, A., Roman, J.E., Gonzales T. (1967) Pangola Grass as rotation crop for pineapple nematode control. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico*. 57(2):76-90.
- Ayres, M., Ayres JR. M., Ayres, D. L., Santos, A. S. (2005) *BioEstat 4.0: aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas*. 4. ed. Belém: IOEPA, 324p.
- Bongers, T. (1990) The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. *Oecologia*, 83:14-19.
- Brzeski, M.W. (1998) *Nematodes of Tylenchina in Poland and temperate Europe*. Nauk- Warszawa: Um zeum i Institut Zoologii Polska Akademia, 397p.
- Carneiro, R.M.D.G.; Almeida, M.R.A. (2001) Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25(1):35-44.

- Castillo, P., Vovlas, N., Subbotin, S., Troccoli A. (2003) A New Root-Knot Nematode, *Meloidogyne baetica* n. sp. (Nematoda: Heteroderidae), Parasitizing Wild Olive in Southern Spain. *Nematology*, 93(9):1093-1102.
- Castillo, P., Vovlas N. (2007) *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management. *Brill*, Leiden, Holanda e Boston, EUA.
- Caswell, E.P., Sarah, J.L., Apt W.J. (1990) Nematode parasites of pineapple. *In*: Luc M., Sikora R. A., Bridge J. (eds.) *Plant-parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 519-537.
- Cavalcante, U.M.T.; Warumby, J.F.; Bezerra, J.E.F., Moura, R.M. (1984) Nematoides associados aos abacaxizeiros no Estado de Pernambuco. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, 8:39-45.
- Coolen, W.A., D'herde C.J. (1972) A Method for the Quantitative Extraction of Nematodes from Plant Tissue. *State Agricultural Research Center*, Ghent, 77.
- Costa, D.C., Sanches, N.F., Santos, J.M. (1998) Levantamento de Fitonematoides associados ao abacaxizeiro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, São Paulo, 20(3):392-396.
- Costa, D.C., Cabral, J.R.S., Calfa, C.H., Rocha, M.A.C. (1999) Seleção de genótipos de abacaxi para resistência a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, Goiânia, 29(1):57-60.
- Costa, D.C., Matos, A.P. (2000) Nematoses. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical. Cruz das Almas, Bahia.
- Davide, G.R. (1988) Nematodes problems affecting agriculture in the Philipinas. *Journal of Nematology*, 20:214-218.
- Duncan, L.W., Inserra, R.N., Thomas, W.K., Dunn, D., Mustika, I., Frisse, L.M., Mendes, M.L., Morris, K., Kaplan, D.T. (1999) Molecular and morphological

analyses of isolates of *Pratylenchus coffeae* and closely related species. *Nematropica*, 29 (1):61-80.

- Ferreira, T.F., Souza, R.M., Brioso, P.S.T. (2013) Detecção molecular de *Pratylenchus* spp. no Estado do Rio de Janeiro. Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 42, Ouro Preto-MG.
- Ferreira, T.F., Santos, K.D., Miranda, G.B., Souza, R.M., Gonçalves, L.S.A. (2012) Correlação entre a granulometria do solo e a densidade de fitonematoides em áreas de plantio de abacaxizeiro. Congresso Brasileiro de Nematologia, 30, Uberlândia-MG: Anais do XXX Congresso Brasileiro de Nematologia, p. 226.
- Fotedar, D.N., Kaul, V. (1985) On some species of the genus *Helicolylenchus* Steiner, 1945 (Hoplolaimidae: Nematoda), common plant parasitic nematodes in Kashmir. *Indian Journal of Nematology*, India, 3:9-13.
- Fortuner, R., Merny, G., Roux, C. (1981) Morphometrical variability in *Helicotylenchus* Steiner, 1945. 3: Observations on African populations of *Helicotylenchus dihystra* and considerations on related species. *Revue de Nématologie*, Paris, 4:235-260.
- Gazaway, W.S., McLean, K.S. (2003) Plant pathology and nematology: A survey of plant-parasitic nematodes associated with cotton in Alabama. *Journal of Cotton Science*, 7:1-7.
- Geraert, E. (2010) *The Criconematidae of the world: identification of the family Criconematidae (Nematoda)*. Gent: Academia Press, 615p.
- Goes, A., Vieira, A., Gadelha, R.S., Zem, A.C. (1982) Nematoides associados ao abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro. *Nematologia Brasileira*, 5:183-189.
- Gonzaga, V., Carta, L.K., Skantar, A.M. (2006) Morphological and molecular characterization of *Pratylenchus* spp. Congresso Brasileiro De Fitopatologia, 39, Salvador. Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, v.31, p. 208.

- Gonzaga, V., Santos J. M. (2010) Estudo Comparativo de Multiplicação In Vitro de Seis Espécies de *Pratylenchus* em Cilindros de Cenoura. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, 34(4): 226-230.
- Herring, S.L., Koenning, S.R., Heitman, J.L. (2010) Impact of *Rotylenchulus reniformis* on cotton yield as affected by soil texture and irrigation. *Journal of Nematology*, 42:319–323.
- Hutton, D.G. (1974) Response of two pineapple varieties to select nematicides. In: Brathwaite, C.W.D., Phelps, R.H., Bennett, F.D. (eds.) *Crop protection in the Caribbean*. St. Augustine: Departament of Crop Science, p. 107-117.
- Jenkins, W.R. (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report*, Saint Paul, 48(4):692.
- Jiménez, N., Crozzoli, R., Petit, P., Greco, N. (2001) Nematodos fitoparasíticos asociados con al cultivo de la piña, *Ananas comosus*, en los estados Lara y Trujillo, Venezuela. *Nematologia Mediterranea*, 29:13-17.
- Kanga F.N., Waeyenberge, L., Hauser S., Moens, M. (2012) Distribution of entomopathogenic nematodes in Southern Cameroon. *Journal of Invertebrate Pathology*, 109:41–51.
- Kazi, F. (1996) *Taxonomic studies on the plant parasitic nematodes belonging to the family Hoplolaimidae with special reference to genus Helicotylenchus*. Tese (Doutorado em Nematologia) – Pakistan - Universidade de Karachi, Department of Botany, p. 329.
- Keetch, D.P. (1982) Nematodes pests of pineapple. In: Keetch, D.P., Heyns, J. (eds) *Nematology in South Africa*. Pretoria, South Africa: Departmente of Agriculture and Fisheries, p. 19-29.
- Ko, M.P. and Schmitt, D.P. (1996) Changes in Plant-Parasitic Nematode Populations in Pineapple Fields Following Inter-Cycle Cover Crops. *Journal of Nematology*, 28(4):546-556.
- Krall, E.L. (1990) Root parasitic nematodes: family hoplolaimidae. *Brill*. Leiden New Yourk, 580p.
- Koenning, S.R., Walters, S.A., Barker, K.R. (1996) Impact of soil texture on the reproductive and damage potentials of *Rotylenchulus*

reniformis and *Meloidogyne incognita* on cotton. *Journal of Nematology*, 28:527–536.

- Lordello, L.G.E. (1955) A new nematode, *Rotylenchus melancholicus* n. sp., found associated with grass roots, and its sexual dimorphism. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, Washington, 45(3):81-83.
- Manso, E.C., Tenente, R.C.V., Ferraz, L.C.B., Oliveira, R.S.O., Mesquita, R. (1994) Catálogo de Nematoides Fitoparasitos Encontrados associados a Diferentes Tipos de Plantas no Brasil. Centro Nacional de Pesquisa de Recursos Genéticos e Biotecnologia. EMBRAPA-SPI. Brasília, p. 354-355.
- Monfort, W. S., Kirkpatrick, T. L., Rothrock, C.S., Mauromoustakos, A. (2007) Potential for site-specific management of *Meloidogyne incognita* in cotton using soil textural zones. *Journal of Nematology*, 39:1–8.
- Monfort, W.S., Kirkpatrick, T.L., Mauromoustakos, A. (2008) Spread of *Rotylenchulus reniformis* in an Arkansas cotton field over a four-year period. *Journal of Nematology*, 40:161-166.
- Monteiro, A.R., Lordello, L.G.E., (1972) Nematoides parasitos do abacaxizeiro no Brasil (nota prévia). *Revista de Agricultura*, Piracicaba, 47:163.
- Mudiope, J., Coyne, D., Adipala, W., Sikora, R.A. (2004) Monoxenic culture of *Pratylenchus sudanesis* on carrot disks, with evidence of differences in reproductive rates between geographical isolates. *Nematology*, Leiden, 6(4):617-619.
- Nath, R. C., Mukherjee, B., Dasgupta, M.K., Siddiqi, M. R. (1997) Density, diversity and community structure of plant parasitic nematodes in pineapple plantations of Tripura. *Journal International Journal of Nematology*, India, 1(7):51-56.
- Oliveira C.M.G., Machado A.C.Z., Kubo R.K., Harakava R. (2009) Diagnose de *Aphelenchoides fragariae* e *Pratylenchus* spp. pela aplicação da tecnologia do código de barras do DNA. *Nematologia Brasileira*, 33(3):218-225.
- Ponciano, N.J., Constantino, C.O.R., Souza, P.M., Detmann, E. (2006) Avaliação econômica da produção de abacaxi (*Ananas comosus* L.) cultivar perola na região Norte Fluminense. *Revista Caatinga*, Mossoró, 9:82-91.

- Powers, T. (2004) Nematode molecular diagnostics: from bands to barcodes. *Annual Review of Phytopathology*, 42: 367-383.
- Santos, K. D. 2012. Nematoides parasitos do abacaxizeiro no estado do Rio de Janeiro: Aprimoramento da técnica de multiplicação *in vitro* de duas espécies de *Pratylenchus* sp. e caracterização morfológica e morfométrica de três populações de *Helicotylenchus* sp. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) – Campos dos Goytacazes – RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro– UENF, 31p.
- Scott, R.M., Kathy S.L. (2013) The effect of soil texture and irrigation on *Rotylenchulus reniformis* and cotton. *Journal of Nematology*, 45(2):99-105.
- Sharma, R.D. (1977) Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil: VI. Nematodes associated with tropical fruit trees. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 2:109-125.
- Siddiqi, M.R. (1972) On the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Nematoda: Tylenchida), with descriptions of nine new species. *Nematologica*, 18:74-91.
- Siddiqi, M.R. (2000) *Tylenchida parasites of plants and insects*. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 833p.
- Sipes, B.S. (1996) Control of *Rotylenchulus reniformis* in pineapple with fosthiozate. *Fruits*, 51:173-177.
- Sipes, B.S, Caswell-Chen, E.P., Sarah J.L., Apt W.J. 2005. Nematode parasites of pineapple. In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge J. (eds.) *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 709-731.
- Soares, P.L.M., Santos, J.M., Ferraudo, A.S. (2004) Estudo morfométrico comparativo de 58 populações brasileiras de *Rotylenchulus reniformis* (Nemata: Rotylenchulinae). *Fitopatologia Brasileira*, 29:419-424.
- Starr, J.L., Koenning, S.R., Kirkpatrick, T.L., Robinson, A.F., Roberts, P.A., Nichols, R.L. (2007) The future of nematode management in cotton. *Journal of Nematology*, 39:283–294.

- Stirling, G.R., Kopittke, R. (2000) Sampling procedures and damage threshold for root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) on pineapple. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 40(7):1003-1010.
- Subbotin S.A, Ragsdale, E.J., Mullens T., Roberts, P.A., Mundo-Campo M., Baldwin J.G. (2008) A phylogenetic framework for root lesion nematodes of the genus *Pratylenchus* (Nematoda): evidence from 18S and D2-D3 expansion segments of 28S ribosomal RNA genes and morphological characters. *Molecular phylogenetics and Evolution*, 48(2):491-505.
- Zar, J. H. (1999) *Biostatistical analysis*. New Jersey: Prentice Hall, 663p.
- Zem, A.C., Reinhardt, D.H.R.C. (1978) Nematoides associados à cultura do abacaxi no Estado da Bahia. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 3:17-20.
- Zem, A.C., Choairy, S.A. (1980) Nematoides parasitos do abacaxizeiro no município de Mari, Paraíba. *Ecossistema*, Piracicaba, 5:3-7.

4.2. Interação de *Pratylenchus brachyurus* e *Helicotylenchus* sp. com a murcha do abacaxizeiro, em condição de microparcelsas

Introdução

O abacaxi (*Ananas comosus* L. Merrill) é uma fruta de grande aceitação mundial, sendo cultivada em diversos países tropicais. Nos últimos anos o Brasil ampliou o seu cultivo, sendo responsável por 53% da produção mundial (Anônimo, 2011). A cultura é tipicamente desenvolvida por pequenos produtores, sendo o sustentáculo econômico de muitas regiões e famílias (Souza *et al.*, 1999; Anônimo, 2010).

No Brasil, a produção de propágulos de boa qualidade e o aumento da produtividade são desafios à sustentabilidade da abacaxicultura, havendo dificuldades fitotécnicas e fitopatológicas (Cunha e Reinhardt., 2004; Ponciano *et al.*, 2006).

Dentre os problemas fitossanitários, destacam-se o parasitismo por nematoides e a murcha do abacaxizeiro (Lacerda *et al.*, 2009). *Pratylenchus brachyurus* Filipjev e Stekhoven, 1941 é endoparasita migratório nas raízes, migra intra ou intercelularmente no córtex, causando lesões necróticas. Relatos de perdas de produtividade na abacaxicultura devido a *P. brachyurus* variam de 47% a 80% (Lacoevilhe e Guérout, 1976; Raski e Krusberg, 1984). *Helicotylenchus* spp. são ectoparasitas que parasitam as raízes mais grossas do abacaxizeiro,

causando lesões necróticas visíveis como pontuações superficiais de coloração escura. As espécies associadas ao abacaxizeiro são *H. cavenesse* Sher, 1966, *H. dihystra* (Cobb, 1893) Sher, 1961, *H. multinctus* Cobb, 1893, *H. pseudorobustus* (Steiner, 1914) Golden, 1956 e *H. talonus* Siddiqi, 1972 (Hutton, 1974; Sharma, 1977; Moreira e Huang; 1980; Nath *et al.*, 1998; Jiménez *et al.*, 2001). Há relato de redução da massa de raízes, da parte aérea e da folha-D em abacaxizeiros parasitados por *H. dihystra* (Ko e Schmitt, 1996). Acredita-se que a murcha do abacaxizeiro, causada pelo *Pineapple mealybug wilt associated virus* (PMWaV-1, -2, -3, -4, -5), causa perdas de até 70% da produção (Agranovsky, 1996). Este vírus é vetorizado pela cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1983), que por si só altera o metabolismo da planta por meio de sua atividade alimentar (Lacerda *et al.*, 2009). Relatos indicam que plantas parasitadas por *P. brachyurus* ou afetadas pela murcha do abacaxizeiro podem apresentar folhas com coloração amarelada ou avermelhada e com as pontas murchas, sintomas de deficiência hídrica ou nutricional, falta de resposta à adubação, frutos de tamanho reduzido e, conseqüentemente, queda na qualificação e no valor de venda (Caswell *et al.*, 1990; Sipes *et al.* 2005; Lacerda *et al.*, 2009). Tais relatos sugerem que a campo a similaridade de sintomas pode ocasionar erros de diagnose e reduzir a eficiência de medidas de controle.

O desenvolvimento de doenças de plantas está relacionado a uma série de fatores, com destaque para a planta hospedeira, as condições ambientais e as relações patógeno-hospedeiro e patógeno-patógeno (Back *et al.*, 2002). Interações de fitonematoides com outros patógenos não são incomuns, e podem resultar em doenças complexas, nas quais o dano causado pela interação sinérgica entre os patógenos é maior do que a soma dos danos causados por cada patógeno isoladamente. Quando os danos não são potencializados a interação é dita aditiva. Doenças complexas envolvendo *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* spp. e interações aditivas de fitonematoides com insetos foram sumarizadas por Russin (1989) e Back *et al.* (2002). Na cultura do abacaxi em particular, Costa e Matos (2000) sugeriram que plantas parasitadas apenas por *P. brachyurus* ou co-parasitadas por *P. brachyurus* e *D. brevipes* apresentam menor desenvolvimento vegetativo, quando comparadas a plantas não parasitadas. Por outro lado, populações de *Helicotylenchus* spp. podem ser suprimidas por outros

fitonematoides devido à competição por sítios de alimentação ou às mudanças estruturais no sistema radicular (Crow *et al.*, 2013).

Considerando-se a frequente ocorrência concomitante de *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* spp. e murcha do abacaxizeiro nas lavouras brasileiras, este trabalho teve como objetivo caracterizar os sintomas induzidos por esses agentes, individual e concomitantemente, bem como estimar os seus danos ao desenvolvimento vegetativo e à produtividade, bem como à produção e à qualidade dos propágulos produzidos ao final do ciclo da cultura, em condição de microparcels. Tais informações são fundamentais para a correta diagnose, epidemiologia e o manejo de *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* spp. e da murcha do abacaxizeiro, bem como à detecção de eventuais interações entre esses agentes.

Material e Métodos

Mudas de abacaxizeiro cultivar Vitória propagadas *in vitro*, no estágio de 15 cm de altura, foram transplantadas individualmente para vasos plásticos contendo 20 litros de areia de rio lavada. As mudas foram cultivadas por 16 semanas em casa de vegetação, sendo adubadas via foliar a cada duas semanas de acordo com as recomendações para a cultura (Ramos *et al.*, 2010). Quando as mudas atingiram cerca de 30 cm de altura, os vasos foram parcialmente enterrados no solo a céu aberto, em fileiras duplas, com espaçamento de 40 cm entre plantas e entre fileiras simples e de 1,20 m entre fileiras duplas. Neste momento, aplicou-se 25 gramas/vaso do fertilizante de liberação lenta Osmocote[®], cuja composição é 15% de nitrogênio (N), 10% de P₂O₅ (P), 10% de K₂O (K), 3,8% de cálcio, 1,5% de magnésio, 3,0% de enxofre, 0,02% de boro, 0,05% de cobre, 0,5% de ferro, 1% de manganês, 0,004% de molibdênio e 0,05% de zinco. Esta adubação foi repetida a cada cinco meses, até a finalização do ensaio, 21 meses depois. Em épocas de baixo índice pluviométrico (julho de 2011 e outubro de 2012 em Campos dos Goytacazes, RJ), as plantas foram irrigadas logo após a adubação. Os tratos fitossanitários aplicados foram a retirada manual de plantas daninhas de dentro dos vasos e a capina manual em toda a área experimental. O monitoramento climático - frequência e volume pluviométrico, amplitude térmica e

temperaturas média, máxima e mínima - foi realizado localmente com sensores e com o datalogger Watchdog®.

Aos trinta dias após o estabelecimento das microparcelsas as plantas foram subdivididas nos seguintes tratamentos (T): T1, testemunha: plantas mantidas isentas de nematoides e de *D. brevipipes*, T2: plantas inoculadas apenas com *D. brevipipes*, T3: plantas inoculadas apenas com *P. brachyurus*, T4: plantas co-inoculadas com *P. brachyurus* e *D. brevipipes*, T5: plantas inoculadas apenas com *Helicotylenchus* sp., T6: plantas co-inoculadas com *Helicotylenchus* sp. e *D. brevipipes*. O design experimental foi em blocos ao acaso, com oito repetições (uma planta/vaso) por tratamento, em um total de 48 plantas. Para se evitar a contaminação dos tratamentos sem *D. brevipipes*, o experimento foi montado com blocos dentro de blocos, permitindo uma distância de 500 metros entre conjuntos de vasos com e sem *D. brevipipes*. Além disso, os vasos inoculados com *D. brevipipes* foram circundados com o formicida Mirex-s® para se evitar a disseminação daquelas por formigas.

D. brevipipes foi obtida de lavouras com alta incidência da murcha do abacaxizeiro, no município de São Francisco do Itabapoana (RJ), e mantida em casa de vegetação em abacaxizeiros. Para a confirmação da incidência do PMWaV nas cochonilhas e, posteriormente, nas plantas experimentais, procedeu-se ao teste de RT-PCR segundo Sether *et al.* (2005).

Para a inoculação dos abacaxizeiros experimentais, fragmentos de folhas contendo *D. brevipipes* foram recortados de forma que fossem inoculados 25 espécimes de *D. brevipipes*/planta, distribuídos nas axilas das folhas.

P. brachyurus e *Helicotylenchus* sp. foram obtidas de lavouras comerciais de abacaxi situadas em São Francisco do Itabapoana, e extraídas das raízes em funil de Baermann. *P. brachyurus* foi multiplicado em cilindros de cenoura de acordo com a técnica de Mudiope *et al.* (2004), modificada por Gonzaga e Santos (2010). *Helicotylenchus* sp. foi multiplicado em abacaxizeiros mantidos em casa de vegetação. A população de *Helicotylenchus* sp. não foi confirmada por caracterização molecular, mas de acordo com as chaves taxonômicas de Siddiqi (1972) e Fotedar e Kaul (1985), trata-se de *H. glissus* Thorne e Malek, 1968.

Para a inoculação das plantas, os nematoides foram extraídos das raízes ou dos cilindros de cenoura em funil de Baermann e individualmente transferidos para tubos de vidro contendo 10mL de água, lá ficando por no máximo 1 hora.

Com o auxílio de uma micropipeta, 50 espécimes foram inoculados no sistema radicular de cada planta.

Oito meses após a inoculação (M.A.I.) foram realizadas três perfurações ao redor de cada planta com o auxílio de uma sonda para coleta de 150 cc de areia e fragmentos de raízes. Os nematoides foram extraídos da areia pelo método de flutuação em centrífuga em solução de sacarose (Jenkins, 1964). Os fragmentos de raízes foram pesados, sendo 10g colocados em funil de Baermann por 48 h para a obtenção dos nematoides. Avaliaram-se as variáveis massa fresca de raízes/ amostragem, densidade de nematoides/150 cc de areia e densidade de nematoides/10g de raiz. As folhas-D foram coletadas no período da manhã, pesadas e mensurados o comprimento e a largura.

As plantas foram induzidas ao florescimento aos 9 M.A.I., quando as Folha-D atingiram, em média, 60 cm de comprimento, aplicando-se 50 mL/planta de solução aquosa de Etrel 0,1%, ureia 2% e hidróxido de cálcio 0,035% (Veloso *et al.*, 2001).

Aos 19 M.A.I. foram reavaliadas as mesmas variáveis citadas anteriormente e procedeu-se à colheita dos frutos, sendo estes medidos (comprimento e largura) e pesados. Aos 21 M.A.I., os filhotes foram coletados, pesados e calculado o número de filhotes/planta. Obteve-se também a massa fresca total da parte aérea e do sistema radicular de cada planta.

Para a análise estatística, as variáveis foram testadas quanto à homogeneidade das variâncias (testes de Cochran e Bartlett) e à normalidade dos erros (teste de Lilliefors), a 5% de probabilidade. Quando esses pressupostos não foram atendidos, os dados foram transformados pela equação $\log(x+1)$ e reavaliados os pressupostos da análise de variância, sendo os mesmos atendidos. A seguir, os dados foram submetidos à Anova e as médias comparadas pelo Teste de Tukey ($P < 0,05$). Todo o experimento foi repetido uma vez, tendo-se feito uma análise conjunta das repetições no tempo.

Resultados

A Fig 9 mostra as variáveis climatológicas durante a condução do experimento.

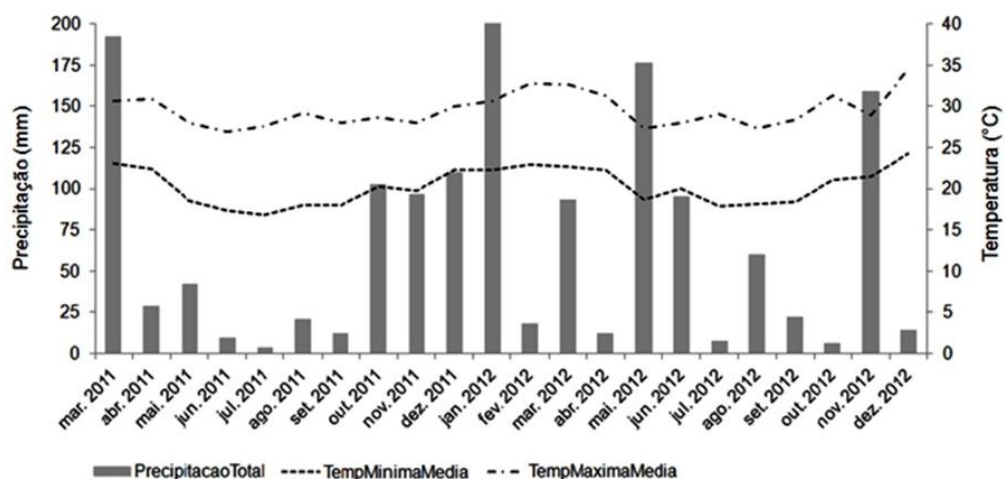


Figura 9. Precipitação pluviométrica mensal e médias de temperatura mínima e máxima durante o período de condução do experimento.

O teste molecular usado confirmou a presença do PMWaV-1 tanto nas cochonilhas como nas plantas sintomáticas (Fig. 10) coincidindo com os resultados obtidos por Sether *et al.* (2005).

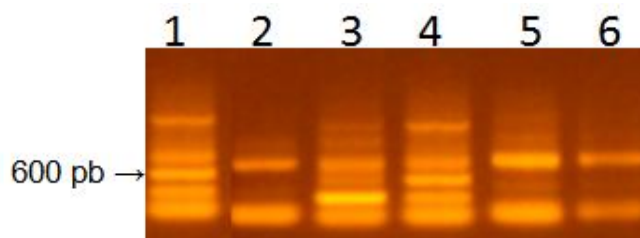


Figura 10. Detecção de fragmentos de *Pineapple mealybug wilt associated virus-1* em cochonilhas (2) e nas plantas experimentais inoculadas artificialmente (3-6), na cavidade 1 do gel foi utilizado um marcador de peso molecular de 600 pb.

Aos 8 M.A.I. verificou-se o aumento populacional de *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* sp. (Tab. 7) e *D. brevipes* em relação aos níveis de inóculo utilizados. *D. brevipes* estabeleceu numerosas colônias pulverulentas com ovos, ninfas, filhotes e adultos no sistema radicular, axila das folhas e na inserção dos

filhotes com o caule das plantas. Nessa época, plantas parasitadas por *P. brachyurus* apresentaram clorose foliar (Fig. 11A), enquanto plantas parasitadas por *P. brachyurus* e *D. brevipes* apresentaram clorose foliar e redução na turgescência das folhas durante os períodos mais quentes do dia (não mostrado) e clorose acentuada após a indução floral (Fig. 11C). Houve redução ($P < 0,05$) na massa fresca de raízes nas plantas parasitadas por *P. brachyurus*, e redução ($P < 0,05$) na largura da Folha-D nas plantas co-parasitadas por *P. brachyurus* e *D. brevipes* (Tab. 7).

Na época da colheita, aos 19 M.A.I., as plantas parasitadas por *D. brevipes* apresentaram insetos adultos também na parte superior das folhas, do fruto, da coroa, dos filhotes e dos rebentões. Os nematoides permaneceram em alto índice populacional, sendo que o co-parasitismo por *P. brachyurus* e *D. brevipes* apresentou redução ($P < 0,05$) na densidade dos nematoides no solo (Tab. 8). Plantas parasitadas por *P. brachyurus* apresentaram lesões cloróticas (Fig. 11B). Plantas parasitadas por *D. brevipes* apresentaram redução na turgescência das folhas e clorose nas folhas mais velhas. Plantas parasitizadas por *P. brachyurus* e *D. brevipes* apresentaram redução na turgescência das folhas, clorose foliar, necrose na extremidade das folhas novas e morte das folhas mais velhas (Fig. 11D). Plantas parasitadas por *Helicotylenchus* sp. não apresentaram nenhum sintoma acima do solo, enquanto as co-parasitados por *D. brevipes* e *Helicotylenchus* sp. apresentaram redução na turgescência das folhas, clorose nas folhas mais velhas e redução ($P < 0,05$) na massa fresca da Folha-D. Plantas parasitadas por *P. brachyurus* ou co-parasitadas por *P. brachyurus* e *D. brevipes* apresentaram raízes necrosadas e redução ($P < 0,05$) na massa fresca de raízes, massa fresca e largura da Folha-D (Tab.9). Houve redução ($P < 0,05$) no comprimento dos frutos em todos os tratamentos (Tab.10). Todos os tratamentos, exceto o parasitismo por *D. brevipes*, reduziram ($P < 0,05$) a massa dos frutos. A largura dos frutos foi reduzida ($P < 0,05$) por *P. brachyurus*, sozinho ou em associação com *D. brevipes*.

Tabela 7. Massa fresca de raízes, comprimento, massa fresca e largura da Folha-D, densidade de nematoides no solo e nas raízes de abacaxizeiros oito meses após a inoculação, isolada ou conjuntamente, com *D. brevipes* (D.b.), *Helicotylenchus* sp. (H.) e *P. brachyurus* (P.b.), em microparcelas.

Tratamentos	Folha-D			
	Massa fresca de raízes (g)*	Comprimento (cm)	Massa fresca (g)	Largura* (cm)
Control	1,7a	61,4a	24,1a	1,6a
D.b.	1,4ab	61,1a	24,1a	1,6ab
P.b.	1,1b	59,1a	22,4a	1,6ab
D.b. + P.b	1,4ab	59,9a	21,3a	1,5b
H.	1,7a	59,0a	22,4a	1,6a
D.b. + H.	1,4ab	61,7a	22,7a	1,6ab
CV (%)	36,5	15,4	22,8a	4,8

*dados transformados pela equação $\log (X + 1)$

Table 8. Densidade de *P. brachyurus* (P.b.) e *Helicotylenchus* sp. (H.) na raiz e no solo do abacaxizeiro aos oito e 19 meses após a inoculação (M.A.I.), isolada ou concomitante com a cochonilha *D. brevipis* (D.b.), em plantas de abacaxizeiros em condições de microparcelas.

Tratamentos	Densidade de nematoides			
	8 M.A.I.		19 M.A.I.	
	Raízes (10g)	Solo (150 cc)	Raízes (10g)	Solo (150 cc)
Control	-	-	-	-
P.b.	64,5	27,5	51,6	28,5*
D.b. + P.b	192,5	15,5	105,0	7,6*
H.	70	103,3	67,7	130
D.b. + H.	42	121	57	88,3
CV (%) (P.b. and D.b. + P.b)	99	64	99	87
CV (%) (H. and D.b. + H.)	127	98	109	86

Médias seguidas de (*) indicam diferença estatística ($P < 0,05$) pelo teste de Tukey.

Tabela 9. Massa fresca de raízes, comprimento, massa fresca e largura da folha D e densidade de nematoides no solo e nas raízes de abacaxizeiros 19 meses após a inoculação, isolada ou conjuntamente, com *D. brevipipes* (D.b.), *Helicotylenchus* sp. (H.) e *P. brachyurus* (P.b.), em microparcelas.

Tratamentos	Folha "D"			
	Massa fresca de raízes (g)	Comprimento (cm)	Massa fresca (g)	Largura (cm)
Controle	9,5a	73,2a	33,4a	6,1a
D.b.	7,8ab	70,4a	31,5ab	5,9ab
P.b.	2,2b	69,5a	27,3bc	5,3b
D.b.+ P.b	1,9b	69,8a	26,5c	5,3b
H.	8,3a	71,1a	30,8ab	5,5ab
D.b.+ H.	7,5ab	68,4a	27,6bc	6ab
CV (%)	78,3	7,6	12,1	10,7

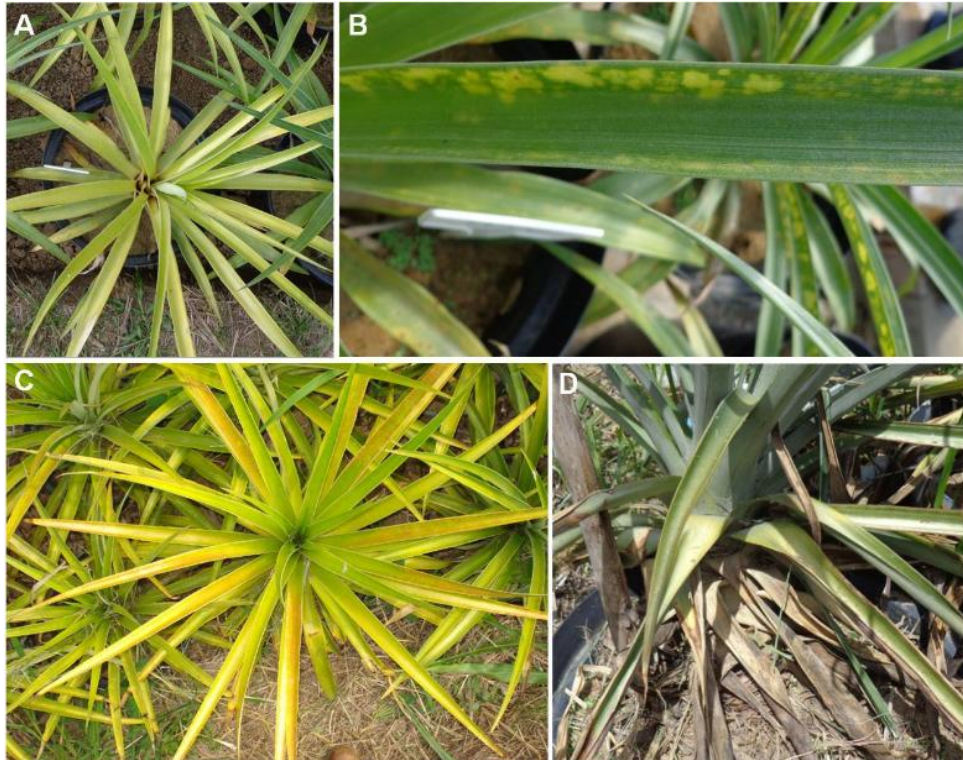


Figura 11. Planta de abacaxizeiro com sintoma de clorose foliar aos oito meses após a inoculação com *P. brachyurus* (A) e sintomas de lesões cloróticas em folhas de abacaxizeiro aos dezenove meses após a inoculação com *P. brachyurus* (B), bem como clorose foliar (C) e murcha e morte das folhas mais velhas em plantas parasitadas por *P. brachyurus* and *D. brevipes* (D).

Todos os tratamentos atrasaram a maturação dos frutos, em comparação com a testemunha (Fig.12).

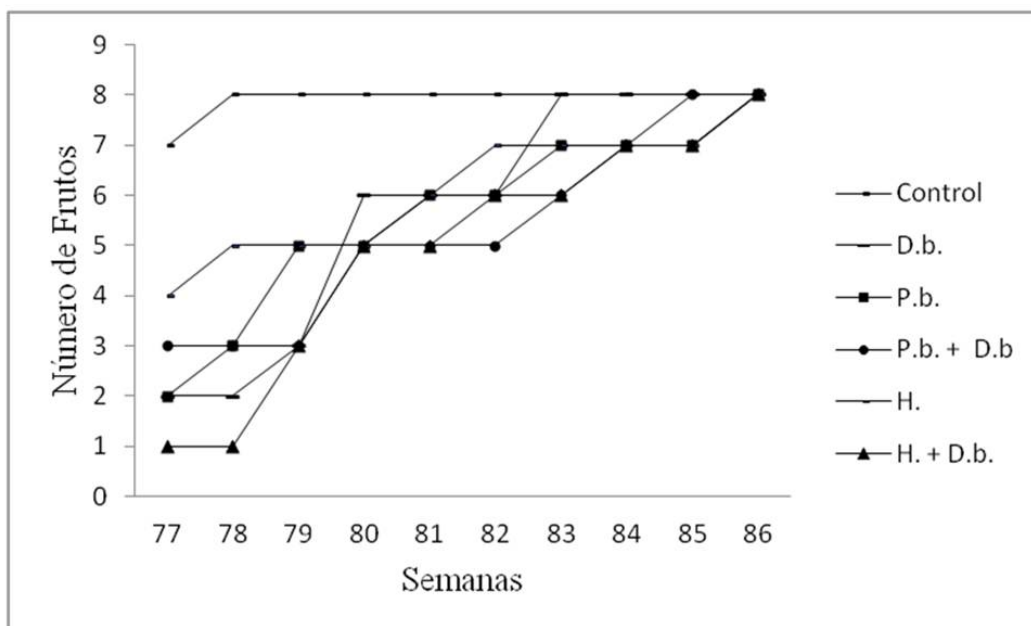


Figura 12. Número de frutos (dados cumulativos) colhidos por semana em oito abacaxizeiros inoculados, isolada ou conjuntamente, com *D. brevipes* (D.b.), *Helicotylenchus* sp. (H.) e *P. brachyurus* (P.b.), em microparcelas.

Tabela 10. Massa fresca de frutos, percentual de redução da massa em relação à testemunha, ao comprimento e à largura dos frutos em abacaxizeiros, 19 meses após a inoculação, isolada ou conjuntamente com *D. brevipes* (D.b.), *Helicotylenchus* sp. (H.) e *P. brachyurus* (P.b.), em microparcelas

Frutos				
Tratamentos	Peso (g)	% de redução	Comprimento (cm)	Largura (cm)
Controle	947,8a	-	11,7a	10,4a
D.b.	866,1ab	8,7	10,6b	10,5a
P.	635,2c	32,9	10,6b	9,4bc
D.b.+ P.b	619,9c	34,6	9,6b	8,8c
H.	742,7bc	21,7	10,5b	9,7ab
D.b.+ H.	706,9bc	25,5	10,1b	9,4abc
CV (%)	24,2	-	8,1	7,1

Após o período da seva, aos 21 M.A.I., todos os tratamentos, com exceção do parasitismo por *Helicotylenchus* sp., apresentaram redução ($P < 0,05$) na massa fresca do sistema radicular (Tab. 11). Houve redução ($P < 0,05$) no número de filhotes/planta e na massa média dos filhotes em plantas parasitadas por *P. brachyurus* associado a *D. brevipes*.

Tabela 11. Massa fresca do sistema radicular (MFSR), massa fresca de filhotes e da coroa, e número de filhotes produzidos por abacaxizeiros 21 meses após a inoculação, isolada ou conjuntamente, com *D. brevipes* (D.b.), *Helicotylenchus* sp. (H.) e *P. brachyurus* (P.b.), em microparcelas

Tratamentos	MFSR*	Propágulos		Número médio de filhotes/planta
		Filhotes*	Coroa	
Control	3,8a	2,9a	99a	5,3a
D.b.	3,6b	2,8a	106,3a	3,6ab
P.	3,5b	2,5ab	83,1a	4,8ab
D.b.+ P.b	3,2c	2,2b	83,9a	2,5b
H.	3,8a	3a	94,8a	4,7ab
D.b.+ H.	3,5b	2,9a	92,9a	3,2ab
CV (%)	4,6	13,4	30,1	48,4

*dados transformados pela equação $\log (X + 1)$

Discussão

Durante a condução dos experimentos as condições climáticas foram adequadas à cultura, segundo as recomendações de Reinhardt *et al.* (2000), Carvalho *et al.* (2005) e Azevedo *et al.* (2007). As condições experimentais também foram favoráveis aos parasitos. Quanto a *D. brevipes*, a presença de

colônias além do sistema radicular e axila das folhas, como observado aos 19 M.A.I., é um indício de alto índice populacional (Sanches e Matos, 1999). *P. brachyurus* apresentou densidade no solo um pouco menor do que a relatada por Sipes *et al.* (2005), causando atraso na emergência das folhas e reduções na massa dos frutos e no crescimento da soca. Neste trabalho, *Helicotylenchus* sp. atingiu densidade no solo um pouco abaixo dos 180 *H. dihystra*/150cc de solo, que causou danos ao desenvolvimento vegetativo de abacaxizeiros (Ko & Schmitt, 1996).

P. brachyurus danifica as células epidérmicas e do cilindro central de abacaxizeiros (Sipes *et al.*, 2005), o que justifica as necroses nas raízes e a redução na massa do sistema radicular observadas neste trabalho, bem como por Costa e Matos (2000) e Ritzinger e Costa (2004). Plantas com o sistema radicular reduzido têm reduzida capacidade de absorção de água e nutrientes e comprometimento da capacidade fotossintética, podendo apresentar clorose foliar, redução do desenvolvimento vegetativo e na massa dos frutos, bem como atraso na maturação dos frutos, como observado neste estudo. As adubações periódicas realizadas provavelmente explicam a amenização da clorose foliar observada dos 8 para os 19 M.A.I. nas plantas parasitadas por *P. brachyurus*.

Nas condições deste experimento, a murcha do abacaxizeiro não causou redução acentuada do sistema radicular do abacaxizeiro. Necrose e redução da massa fresca de raízes foram atribuídas à murcha do abacaxizeiro por Sanches (2005) e Sether *et al.* (2010). No entanto, estes trabalhos realizados a campo não tinham controle para fitonematoides, o que pode ter levado os autores a atribuir à murcha do abacaxizeiro os danos causados por *P. brachyurus*. Em outro trabalho, as plantas não responderam às medidas usuais de manejo do(s) agente(s) da murcha do abacaxizeiro, em ensaio realizado sem o controle para a incidência de *P. brachyurus* (Cecília e Souza, 1993). Segundo Sether *et al.* (2005), PMWaV causa distúrbios vasculares que justificam a redução de turgescência foliar que dá nome à doença e resultam em perdas de produtividade acentuadas. Entretanto, neste estudo, a murcha do abacaxizeiro causou apenas atraso na maturação dos frutos e uma redução significativa no comprimento dos frutos.

Curiosamente, aos 19 M.A.I. a associação do parasitismo por *P. brachyurus* com o agente da murcha do abacaxizeiro causou sintomas de parte aérea bem mais severos do que aqueles causados por esses agentes

individualmente. Isto sugere uma ação sinérgica entre *P. brachyurus* e o agente da murcha do abacaxizeiro para criar um quadro sintomatológico que normalmente é atribuído apenas ao segundo patógeno. No entanto, nas variáveis quantitativas, a interação entre esses agentes foi aditiva, semelhante à relatada por Sipes *et al.* (2002), e não sinérgica, como relatada por Costa e Matos (2000). Com isso, este estudo indica claramente, que os danos à produção de abacaxi podem ser expressivos já no primeiro ciclo da cultura, e não somente na segunda safra, como verificado por Sipes *et al.* (2002).

Helicotylenchus sp. não causou danos mensuráveis ao sistema radicular do abacaxizeiro. No entanto, o parasitismo resultou em expressiva redução da massa dos frutos e seu atraso na maturação. *Helicotylenchus* spp. causam alterações metabólicas ao nível celular para indução e manutenção de sítios de alimentação (Sijmons *et al.*, 1994), e podem exigir das plantas a ativação de mecanismos de resistência. Estes processos representam altos custos energéticos para as plantas, o que pode interferir na produção de frutos. A interação de *Helicotylenchus* sp. com o agente da murcha do abacaxizeiro parece ser aditiva.

Em conclusão, este trabalho destaca a necessidade de estudos detalhados em plantações comerciais de abacaxi destinadas a compreender a relação entre o parasitismo por *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* spp. e PMWaV, individualmente e concomitantemente, e sintomas observados nas plantas abaixo e acima do solo. O conjunto de sintomas observados neste estudo, é muitas vezes referido na literatura nematológica e fitopatológica como causado por *P. brachyurus* sozinho ou pela associação de PMWaV com *D. brevipes*, respectivamente (Sether e Hu 2002; Sipes *et al.* 2005; Lacerda *et al.* 2009). Recuperação dos sintomas, por exemplo, clorose, após a fertilização e irrigação, complica ainda mais o diagnóstico de campo. Além disso, este trabalho sugere que pode existir uma doença complexa envolvendo *P. brachyurus* e PMWaV (ou PMWaV mais *D. brevipes*), o que causaria ainda mais dificuldade para o manejo dos principais problemas fitossanitários da cultura do abacaxizeiro.

Referências bibliográficas

- Agranovsky, A.A. (1996) Principles of molecular organization, expression, and evolution of closteroviruses: Over the barriers. *Advances in Virus, Research* 47:119-158.
- Anônimo (2010). Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. SIDRA - Banco de Dados Agregados. Produção Agrícola Municipal: <http://www.sidra.ibge.gov.br/> em 18/04/12 página mantida pelo IBGE.
- Anônimo (2011) Instituto brasileiro de geografia e estatística. SIDRA - Banco de Dados Agregados. Produção Agrícola Municipal: <http://www.sidra.ibge.gov.br> em 18/04/12 página mantida pelo IBGE.
- Azevedo, P.V., Souza, C.B., Silva, B.B., Silva, V.P.R. (2007) Water requirements of pineapple crop grown in a tropical environment. *Agricultural Water Management*, 88:201-208.
- Back, M.A., Haydock, P.P.J., Jenkinson, P. (2002) Disease complexes involving plant parasitic nematodes and soil-borne pathogens. *Plant Pathology*, 5:683-697.
- Carvalho, S.L.C., Neves, C.S.V.J., Bürkle, R., Marur C.J. (2005) Épocas de indução floral e soma térmica do período do florescimento à colheita de abacaxi *Smooth Cayenne*. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 27:430-433.
- Caswell, E.P., Sarah, J.L., Apt W.J. (1990) Nematode parasites of pineapple. In: Luc M., Sikora R. A., Bridge J. (eds.) *Plant-parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 519-537.
- Cecília, S.L.V.C., Sousa B. M. (1993) Efficiency of fenitrothion and fenpropathrin with different application methods for the control of the pineapple scale insect *Dysmicoccus brevipes* Cockerell, 1893 (Homoptera: Pseudococcidae). *Sociedade Entomológica do Brasil*, 22:175-181.
- Costa, D.C., Matos, A.P. (2000) Nematoses. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Circular 2333. Cruz das Almas, Bahia.

- Crow, W.T., John, E.L., Sekora, N.S., Wenjing, P. (2013) Interaction between *Belonolaimus longicaudatus* and *Helicotylenchus pseudorobustus* on bermudagrass and seashore paspalum hosts. *Journal of Nematology*, 45:17–20.
- Cunha, G.A.P., Reinhardt, D.H.R.C. (2004) Manejo de mudas de abacaxi. Embrapa: Mandioca e fruticultura tropical, Circular 105, Cruz das Almas, Bahia.
- Fotedar, D.N., Kaul, V. (1985) On some species of the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Hoplolaimidae: Nematoda), common plant parasitic nematodes in Kashmir. *Indian Journal of Nematology*, India, 3:9-13.
- Gonzaga, V., Santos J. M. (2010) Estudo Comparativo de Multiplicação In Vitro de Seis Espécies de *Pratylenchus* em Cilindros de Cenoura. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, 34(4): 226-230.
- Hutton, D.G. (1974) Response of two pineapple varieties to select nematicides. In: Brathwaite, C.W.D., Phelps, R.H., Bennett, F.D. (eds.) *Crop protection in the Caribbean*. St. Augustine: Department of Crop Science, p. 107-117.
- Jenkins, W.R. (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report*, Saint Paul, 48(4):692.
- Jiménez, N., Crozzoli, R., Petit, P., Greco, N. (2001) Nematodos fitoparasíticos asociados con al cultivo de la piña, *Ananas comosus*, en los estados Lara y Trujillo, Venezuela. *Nematologia Mediterranea*, 29:13-17.
- Ko, M.P. and Schmitt, D.P. (1996) Changes in Plant-Parasitic Nematode Populations in Pineapple Fields Following Inter-Cycle Cover Crops. *Journal of Nematology*, 28(4):546-556.
- Lacerda, J.T., Carvalho, R.A., Oliveira, E.F. (2009) Cochonilha *Dysmicoccus brevipes*: a praga cosmopolita da abacaxicultura. *Tecnologia e Ciências Agropecuárias*, 3:15-21.
- Lacoeuilhe, J.J., Guérout R. (1976) Action du nematode *Pratylenchus brachyurus* sur la croissance, la nutrition et les rendements de l'ananas. Influence de la localisation de la fumure. *Fruits*, 33:147-156.

- Moreira, W.A., Huang, C.S. (1980) O gênero *Helicotylenchus* no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, 5:431-432.
- Mudiope, J., Coyne, D., Adipala, W., Sikora, R.A. (2004) Monoxenic culture of *Pratylenchus sudanesis* on carrot disks, with evidence of differences in reproductive rates between geographical isolates. *Nematology*, Leiden, 6(4):617-619.
- Nath, R.C., Mukherjee, B., Dasgupta, M.K. (1998) Population dynamics of plant parasitic nematodes in a pineapple plantation of Tripura, India. *International Journal of Nematology*, 8(2):185-190.
- Ponciano, N.J., Constantino, C.O.R., Souza, P.M., Detmann, E. (2006) Avaliação econômica da produção de abacaxi (*Ananas comosus* L.) cultivar perola na região Norte Fluminense. *Revista Caatinga*, Mossoró, 9:82-91.
- Ramos, M. J. M. R., Monnerat P. H., Carvalho, A.J.C., Pinto L. G. R., Silva J. A. (2009). Sintomas visuais de deficiência de macronutrientes e de boro em abacaxizeiro 'Imperial'. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 31(1):252-256.
- Raski, D.J., Krusberg, L.R. (1984) Nematode parasites of grapes and other small fruits. In: Nickle, W.R., Dekker, M (eds.) *Plant and Insect Nematodes*. New York, p. 457-507.
- Reinhardt, D.H., Souza, J.S. (2000) Pineapple industry and research in Brazil. *Acta Horticulturae*, Wageningen, 529:57-71.
- Ritzinger, C.H.S.P., Costa D.C. (2004) Nematóide das lesões (*Pratylenchus* spp.) em abacaxizeiro. *Abacaxi em Foco*. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Cruz das Almas, 31p.
- Russin, J.S., Layton, M.B., Boethel, D.J., McGawley E.C., Snow J.P., Berggren G.T.(1989). Development of *Heterodera glycines* on soybean damaged by soybean looper and stem canker. *Journal Nematology*, 21:108–114.
- Sanches, N.F., Matos, A.P. (1999) Murcha associada à Cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Cockerel, 1893). In: Cunha, J.R.S., Souza, L.F. (eds.) *O Abacaxizeiro: Cultivo, agroindústria e economia*. Brasília: Comunicação da Embrapa para transferência de tecnologia, p. 343-366.

- Sanches, N.F. (2005) Manejo integrado da cochonilha do abacaxi. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Cruz das Almas, n. 35.
- Sether, D.M., Hu, J.S. (2002) Yield impact and spread of *pineapple mealybug wilt associated virus-2* and mealybug wilt of pineapple in Hawaii. *Plant Disease*, 86:867-874.
- Sether, D.M., Melzer, M.J., Busto, J., Zee, F., Hu, J.S. (2005) Diversity and mealybug transmissibility of ampeloviruses in pineapple. *Plant Disease*, 89:450-456.
- Sether, D.M., Borth, W.B., Melzer, M.J., Hu J.S (2010) Spatial and temporal incidences of pineapple mealybug wilt-associated viruses in pineapple planting blocks. *Plant Disease*, 94: 196-200.
- Sharma, R.D. (1977) Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil: VI. Nematodes associated with tropical fruit trees. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 2:109-125.
- Siddiqi, M.R. (1972) On the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Nematoda: Tylenchida), with descriptions of nine new species. *Nematologica*, 18:74-91.
- Sijmons, P.C., Atkinson, H.J., Wyss, U. (1994) Parasitic strategies of root nematodes and associated host cell responses. *Annual Review of Phytopathology*, 32: 235- 259.
- Sipes, B.S., Sether, D.M., Hu, J.S. (2002) Interactions between *Rotylenchus reniformis* and *Pineapple mealybug wilt associated virus-1* in pineapple. *Plant Disease*, 86:933-938.
- Sipes, B.S, Caswell-Chen, E.P., Sarah J.L., Apt W.J. 2005. Nematode parasites of pineapple. In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge J. (eds.) *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 709-731.
- Souza, J.T.; Maximiniano, C.; Campos, V.P. (1999) Nematoides associados a plantas frutíferas em alguns estados brasileiros. *Ciência e Agrotecnologia*, Lavras, 23(2):353-357.

Veloso, C.A.C., Oeiras, A.H.L., Carvalho, E.J.M. Souza, F.R.S. (2001) Resposta do abacaxizeiro à adição de nitrogênio, potássio e calcário em latossolo amarelo do Nordeste Paraense. *Revista Brasileira Fruticultura*, 23:396-402.

4.3. Interação de *Rotylenchulus reniformis* e *Meloidogyne javanica* com a murcha do abacaxizeiro, em microparcelas

Introdução

No Brasil, a cultura do abacaxi (*Ananas comosus* L. Merrill) é explorada em vários Estados, predominantemente em pequenas propriedades. Nos últimos anos o agronegócio do abacaxi expandiu-se consideravelmente, transformando-se no principal sustentáculo econômico de muitas regiões e famílias (IBGE, 2010).

O abacaxizeiro é afetado por uma grande variedade de pragas e doenças, sendo os fitonematoides e a murcha do abacaxizeiro os principais problemas fitossanitários (Rohrbach, 1986; Sipes *et al.*, 2005; Lacerda *et al.*, 2009). Levantamentos nas principais regiões produtoras brasileiras indicaram *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 e *Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira 1940 dentre os fitonematoides mais frequentes e danosos (Monteiro e Lordelo, 1972; Sharma 1977; Zem e Reinhardt, 1978; Zem e Choairy 1980, Goes *et al.*, 1982; Cavalcante *et al.*, 1984; Manso *et al.*, 1994; Costa *et al.* 1998; Costa *et al.*, 1999). Relatos de perdas de produtividade na abacaxicultura devido a *R. reniformis* variam de 60 a 74 % na primeira

colheita e 40 a 45% na segunda colheita, enquanto *M. javanica* pode causar redução de 10% no desenvolvimento vegetativo do abacaxizeiro (Sipes, 1996; Costa e Matos, 2000; Sipes *et al.*, 2005). A cochonilha do abacaxizeiro *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1983) causa elevados prejuízos por vetorar o *Pineapple mealybug wilt associated vírus* (PMWaV) e associar-se a este na etiologia da murcha do abacaxizeiro (Agranovsky, 1996; Manica, 2000; Lacerda *et al.*, 2009).

Relatos indicam que plantas parasitadas por *R. reniformis*, *M. javanica* ou afetadas pela murcha do abacaxizeiro podem apresentar folhas com coloração amarelada ou avermelhada, com as pontas murchas, sintomas de deficiência hídrica ou nutricional, falta de resposta à adubação, frutos de tamanho reduzido e, conseqüentemente, com queda na qualificação e no valor de venda (Caswell *et al.*, 1990; Sipes, 2005; Chinnasri *et al.*, 2006; Lacerda *et al.*, 2009). Portanto, a similaridade de sintomas pode dificultar a diagnose e reduzir a eficiência das medidas de controle ou manejo.

Doenças complexas envolvendo *Meloidogyne* spp. e *R. reniformis*, bem como interações aditivas de fitonematoides com insetos, associados ou não a doenças viróticas, foram sumarizadas em vários países (Abawi e Chen, 1998; Back *et al.*, 2002; De Deyn *et al.*, 2007; Sipes *et al.*, 2005; Kaplan *et al.*, 2009). Alam *et al.* (1999) verificaram uma interação sinérgica entre *Meloidogyne* sp. e *Tomato mosaic vírus* na redução do desenvolvimento vegetativo de tomateiros. Na cultura do abacaxi, Sipes *et al.* (2002) verificaram uma interação aditiva entre *R. reniformis* e PMWaV na redução do desenvolvimento vegetativo de abacaxizeiros, e Ferreira *et al.* (2014) verificaram interações aditivas entre *Pratylenchus brachyurus* Filipjev e Stekhoven, 1941 ou *Helicotylenchus* sp. e a murcha do abacaxizeiro.

Considerando-se a frequente ocorrência concomitante de *R. reniformis*, *M. javanica* e a murcha do abacaxizeiro nas lavouras brasileiras, este trabalho teve como objetivo caracterizar os sintomas induzidos por esses agentes, individual e concomitantemente, bem como estimar os danos ao desenvolvimento vegetativo em condição de microparcels. Tais informações são fundamentais para a diagnose, a epidemiologia e o manejo de *R. reniformis*, *M. javanica* e da murcha do abacaxizeiro.

Material e Métodos

Mudas de abacaxizeiro cultivar Vitória propagadas *in vitro*, no estágio de 15 cm de altura, foram transplantadas individualmente para vasos plásticos contendo 20 litros de areia de rio lavada. As mudas foram cultivadas por 16 semanas em casa de vegetação, sendo adubadas via foliar a cada duas semanas de acordo com as recomendações para a cultura (Ramos *et al.*, 2010). Quando as mudas atingiram cerca de 30 cm de altura, os vasos foram parcialmente enterrados no solo a céu aberto, em fileiras duplas, com espaçamento de 40 cm entre plantas e entre fileiras simples e de 1,20 m entre fileiras duplas. Neste momento, aplicou-se 25 gramas/vaso do fertilizante de liberação lenta Osmocote[®], cuja composição é de 15% de nitrogênio (N), 10% de P₂O₅ (P), 10% de K₂O (K), 3,8% de cálcio, 1,5% de magnésio, 3,0% de enxofre, 0,02% de boro, 0,05% de cobre, 0,5% de ferro, 1% de manganês, 0,004% de molibdênio e 0,05% de zinco. Esta adubação foi repetida a cada cinco meses, até a finalização do ensaio, 16 meses depois. Em épocas de baixo índice pluviométrico (julho e dezembro de 2012), as plantas foram irrigadas logo após a adubação. Os tratos fitossanitários aplicados foram a retirada manual de plantas daninhas de dentro dos vasos e a capina manual em toda a área experimental. O monitoramento climático - frequência e volume pluviométrico, amplitude térmica e temperaturas média, máxima e mínima - foi realizado localmente com sensores e datalogger Watchdog[®].

Aos trinta dias após o estabelecimento das microparcelsas as plantas foram subdivididas nos seguintes tratamentos (T): T1, testemunha: plantas mantidas isentas de nematoides e de *D. brevipipes*, T2: plantas inoculadas apenas com *D. brevipipes*, T3: plantas inoculadas apenas com *R. reniformis*, T4: plantas co-inoculadas com *R. reniformis* e *D. brevipipes*, T5: plantas inoculadas apenas com *M. javanica*, T6: plantas co-inoculadas com *M. javanica* e *D. brevipipes*. O experimento foi montado em triplicata. O *design* experimental foi em blocos ao acaso, com oito repetições (uma planta/vaso) por tratamento, em um total de 48 plantas. Para se evitar a contaminação dos tratamentos sem *D. brevipipes*, o experimento foi montado com blocos dentro de blocos, permitindo uma distância de 500 metros entre conjuntos de vasos com e sem *D.*

brevipes. Além disso, os vasos inoculados com *D. brevipes* foram circundados com o formicida Mirex-s[®] para se evitar a disseminação daquelas por formigas.

D. brevipes foi obtida de lavouras com alta incidência da murcha do abacaxizeiro, no município de São Francisco do Itabapoana (RJ), e mantida em casa de vegetação em abacaxizeiros. Para a confirmação da incidência do PMWaV nas cochonilhas e, posteriormente, nas plantas experimentais, procedeu-se ao teste de RT-PCR segundo Sether *et al.* (2005). Para a inoculação dos abacaxizeiros experimentais, fragmentos de folhas contendo *D. brevipes* foram recortados de forma que fossem inoculados 25 espécimes de *D. brevipes*/planta, distribuídos nas axilas das folhas.

R. reniformis e *M. javanica* foram obtidas de lavouras comerciais de abacaxi situadas em São Francisco do Itabapoana, e extraídas das raízes em funil de Baermann. Os nematoides foram multiplicados em abacaxizeiros mantidos em casa de vegetação. *R. reniformis* foi identificada com base na chave dicotômica proposta por Siddiqi (2000). *M. javanica* foi identificado por eletroforese de isoenzima (Carneiro e Almeida, 2001). Para a inoculação das plantas experimentais, espécimes de *R. reniformis* foram extraídos das raízes em funil de Baermann e individualmente transferidos para tubos de vidro contendo 10 mL de água, lá ficando por no máximo 1 hora. Com o auxílio de uma micropipeta, 50 espécimes foram inoculados no sistema radicular de cada planta. Os espécimes de *M. javanica* foram obtidos por processamento de 200 cc de solo pela metodologia de Jenkins (1964). As plantas foram inoculadas com uma alíquota de 10 mL de água contendo 200 espécimes.

Oito meses após a inoculação (M.A.I.) foram realizadas três perfurações ao redor de cada planta com o auxílio de uma sonda para coleta de 150 cc de areia e fragmentos de raízes. Os nematoides foram extraídos da areia pelo método de flutuação em centrífuga em solução de sacarose (Jenkins, 1964). Os fragmentos de raízes foram pesados, sendo 10g colocados em funil de Baermann por 48 h para a obtenção dos nematoides. Avaliaram-se as variáveis massa fresca de raízes/amostra, densidade de nematoides/150 cc de areia e densidade de nematoides/10g de raiz. As folhas-D foram coletadas no período da manhã, pesadas e mensurados o comprimento e a largura.

As plantas foram induzidas ao florescimento aos 9 M.A.I., quando as folhas-D atingiram, em média, 57 cm de comprimento, aplicando-se 50 mL/planta de solução aquosa de Etre 0,1%, ureia 2% e hidróxido de cálcio 0,035% (Veloso *et al.*, 2001). Aos 19 M.A.I. foram reavaliadas as mesmas variáveis citadas anteriormente e após o corte das plantas ao nível do solo, obteve-se a massa fresca total da parte aérea.

Para a análise estatística, as variáveis foram testadas quanto à homogeneidade das variâncias (testes de Cochran e Bartlett) e à normalidade dos erros (teste de Lilliefors), a 5% de probabilidade, não sendo necessária a transformação dos dados. A seguir, os dados foram submetidos à Anova e as médias comparadas pelo Teste de Tukey ($P < 0,05$). Todo o experimento foi repetido uma vez, tendo-se feito uma análise conjunta das repetições no tempo.

Resultados

A Fig 13 mostra as variáveis climatológicas durante a condução do experimento.

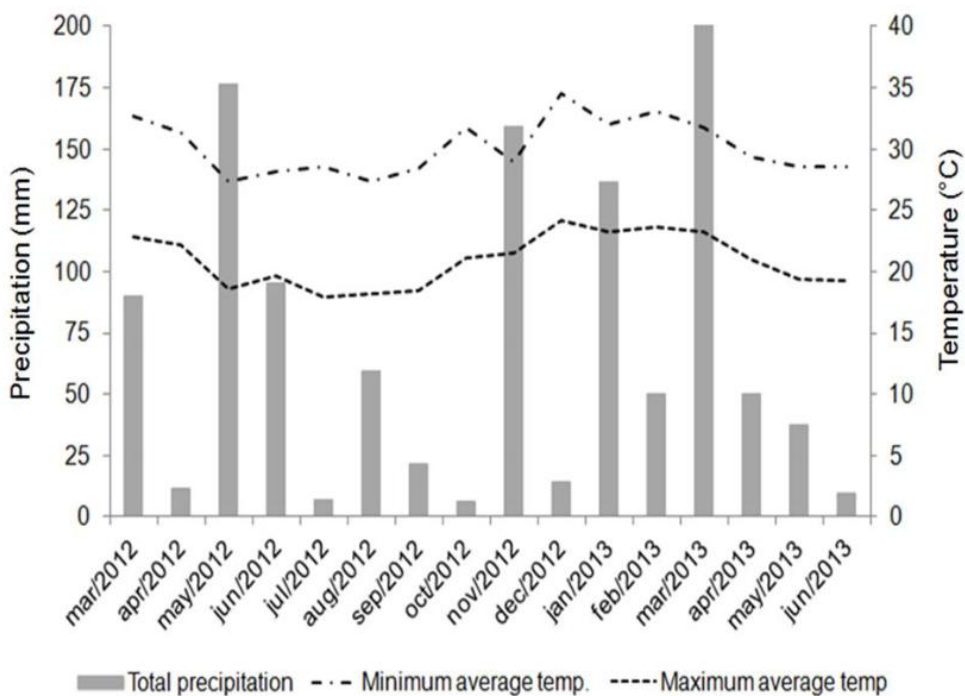


Figure 13. Precipitação pluviométrica mensal e médias de temperatura mínima e máxima durante o período de condução do experimento.

Os produtos do RT-PCR revelaram bandas com pesos moleculares (não mostrado) compatíveis com a presença de PMWaV nas cochonilhas e nas plantas que foram inoculadas com cochonilhas.

Aos 8 M.A.I. verificou-se o aumento populacional de *R. reniformis*, *M. javanica* (Tab. 12) e *D. brevipes* em relação aos níveis de inóculo utilizados. *D. brevipes* estabeleceu numerosas colônias pulverulentas com ovos, ninfas e adultos no sistema radicular e axila das folhas.

Nessa época, plantas parasitadas por *D. brevipes* apresentaram redução na turgescência das folhas e plantas parasitadas por *R. reniformis* apresentaram clorose foliar. Além desses sintomas, plantas co-parasitadas por *R. reniformis* e *D. brevipes* também apresentaram lesões cloróticas. Plantas co-parasitadas por *M. javanica* e *D. brevipes* apresentaram redução na turgescência das folhas. Houve redução ($P < 0,05$) no comprimento e na massa fresca da folha-D nas plantas co-parasitadas por *R. reniformis* e *D. brevipes*, e na largura da folha-D nas plantas parasitadas por *R. reniformis* (Tab. 12).

Tabela 12. Variáveis relativas ao desenvolvimento vegetativo e à densidade de nematoides no solo e nas raízes de abacaxizeiros oito meses após a inoculação, isolada ou conjuntamente, com *D. brevipipes* (D.b.), *Rotylenchulus reniformis* (R.r.) e *Meloidogyne javanica* (M.j.), em microparcelas.

Tratamentos	Folha-D			
	Massa fresca de raízes (g)	Comprimento (cm)	Massa fresca (g)	Largura (cm)
Control	5,4a	61,3a	24,1a	4,3ab
D.b.	5,9 a	61,1a	24,1a	4,2ab
R.r.	5,4a	55,4ab	19,6ab	3,9b
D.b. + R.r.	5,1a	52,4b	19b	4,4ab
M.j.	5,1a	58,1ab	22ab	4,8a
D.b. + M.j.	4,4a	57,5ab	20,4ab	4,4ab
CV (%)	20,8	12,1	20,8	15,4

Table 13. Densidade de *Rotylenchulus reniformis* (R.r.) e *Meloidogyne javanica* (M.j.) na raiz e no solo do abacaxizeiro aos oito e 16 meses após a inoculação (M.A.I.), isolada ou concomitante com a cochonilha *D. brevipes* (D.b.), em plantas de abacaxizeiros em condições de microparcelas.

Tratamentos	Densidade de nematoides			
	8 M.A.I.		16 M.A.I.	
	Raízes (10g)	Solo (150 cc)	Raízes (10g)	Solo (150 cc)
Control	-	-	-	-
R.r.	44*	201,3	49,6	118
D.b. + R.r.	35	109,3	87	81
M.j.	38,2	59,2	25,2	78,2
D.b. + M.j.	27,2	48,2	14,2	67,2
CV (%) (R.r. and D.b. + R.r.)	64	110	62	73
CV (%) (M.j. and D.b. + M.j.)	40	51	48	60

* Para cada espécie de nematoides, data e amostra (raízes ou solo) não houve diferença estatística ($P < 0.05$) pelo teste de Tykey.

Aos 16 M.A.I., as plantas parasitadas por *D. brevipes* apresentaram insetos adultos também na axila das folhas (Fig 14A) e no sistema radicular (Fig 14B e C). As populações de *R. reniformis* e *M. javanica* permaneceram em alto índice populacional (Tab. 14).



Figura 14. Axila da folha do abacaxizeiro (A) e sistema radicular (B e C) parasitado por *D. brevipes*.

Nessa época, plantas parasitadas por *R. reniformis* apresentaram lesões cloróticas, clorose e necrose nas pontas das folhas (Fig. 15A, B e C). Plantas parasitadas por *D. brevipes* apresentaram redução na turgescência das folhas e morte das folhas mais velhas. Plantas co-parasitadas por *R. reniformis* e *D. brevipes* apresentaram redução na turgescência das folhas, clorose foliar e necrose na extremidade das folhas, evoluindo para a morte das plantas (Fig. 15D e E). Plantas parasitadas por *M. javanica* apresentaram sintomas de clorose foliar e folhas novas com coloração levemente avermelhada. Plantas co-parasitadas por *D. brevipes* e *M. javanica* apresentaram também redução na turgescência das folhas.

Tabela 14. Variáveis relativas ao desenvolvimento vegetativo e à densidade de nematoides no solo e nas raízes de abacaxizeiros 16 meses após a inoculação, isolada ou conjuntamente, com *D. brevipex* (D.b.), *Rotylenchulus reniformis* (R.r.) e *Meloidogyne javanica* (M.j.), em microparcelas.

Tratamentos	Massa fresca de raízes (g)	% de redução	Massa fresca aérea (Kg)	% de redução	Folha-D			Densidade de nematoides	
					Compriment o (cm)	Massa fresca (g)	Largura (cm)	Raiz (10 g)	Solo (150 cc)
Control	588 a	–	1,6 a	–	72,6 a	33,4 a	6,3 a	-	-
D.b.	347,5 b	41	1,1 ab	31,3	67,7 a	30,9 ab	5,7 ab	-	-
R.r.	144,4 bc	75,5	0,8 b	50	52,9 b	26,7 ab	6,1 ab	49,6 A	118 A
D.b. + R.r.	63,3 c	80,3	0,5 b	68,8	48,3 b	17,9 b	5,5 b	87 A	81 A
M.j.	160,3 bc	72,8	1,0 ab	37,5	53 b	24,1 ab	6,1 ab	25,2 a	78,2 a
D.b. + M.j.	66,8 c	88,7	0,7 b	56,3	48,2 b	19,4 b	5,8 ab	14,2 a	67,2 a
CV (%)	57,9		32,2		13,6	33,1	20,2	170	144



Figura 15. Plantas parasitadas por *R. reniformis* apresentando sintomas de lesões cloróticas, clorose e necrose nas pontas das folhas (A-C), bem como, plantas co-parasitadas por *R. reniformis* e *D. brevipus* apresentando redução na turgescência das folhas, clorose foliar e necrose na extremidade das folhas, evoluindo para a morte das plantas (D-E).

Aos 16 M.A.I. houve redução ($P < 0,05$) do sistema radicular em todos os tratamentos (Tab. 13). Houve redução da massa fresca total da parte aérea nas plantas parasitadas por *R. reniformis*, sozinho ou em associação com *D. brevipus*, e por *M. javanica* associado a *D. brevipus*. Quanto à Folha-D, todos os tratamentos, com exceção de T2 (inoculação com *D. brevipus*), reduziram o seu comprimento; a massa fresca foi reduzida em T4 e T6 (inoculação com *D. brevipus* associado a *M. javanica* ou *R. reniformis*, respectivamente); e a largura foi reduzida em T4.

Discussão

As condições climáticas durante a condução do experimento estavam dentro dos limites sugeridos por Reinhardt *et al.* (2000), Carvalho *et al.* (2005) e Azevedo *et al.* (2007).

A murcha do abacaxizeiro, cuja incidência foi atestada pelos produtos de RT-PCR, causou redução do sistema radicular das plantas aos 16 M.A.I.. Em estudo semelhante, Ferreira *et al.* (2014) verificaram redução do sistema radicular e atraso na maturação dos frutos, não sendo evidenciado qualquer dano vegetativo às plantas como relatado por Lim (1972), Giacomelli (1969), Choairy (1992) e Sanches (2005) em condições de campo. Nestes estudos, foi utilizada a cultivar Smooth Cayenne, sendo esta mais suscetível a *D. brevipes*, o que pode ter determinado os danos vegetativos observados. Além do mais, estes estudos verificaram apenas o parasitismo por *D. brevipes* e não a associação com PMWaV, como observado neste estudo.

No presente trabalho, *R. reniformis* apresentou densidades no solo próximas aos 180 nematoides/150 cc de solo relatados por Sipes *et al.* (2005) causando atraso na emergência das folhas, menor desenvolvimento radicular e evolução para colapso e morte das das plantas. *R. reniformis* induz a formação de sincícios na endoderme dos abacaxizeiros (Robinson *et al.*, 1997) o que, junto com outras alterações teciduais e fisiológicas, pode levar à redução acentuada na massa do sistema radicular e da parte aérea observada neste trabalho, bem como por Sipes e Schmitt (1994). Plantas com o sistema radicular reduzido têm reduzida capacidade de absorção de água e nutrientes e comprometimento da capacidade fotossintética, podendo apresentar clorose foliar, lesões cloróticas e necrose nas pontas das folhas, como observado neste estudo.

M. javanica apresentou densidades bem maiores do que os 4 J₂/150 cc de solo relatados por Stirling e Kopittke (2000) causando atraso no desenvolvimento vegetativo de abacaxizeiros. *M. javanica* é endoparasita que induz a formação de células gigantes e galhas através de hipertrofia e hiperplasia dos tecidos. A obstrução do xilema desde a sua formação pode reduzir o sistema radicular e a capacidade de absorção de água e nutrientes, podendo resultar nos sintomas observados neste estudo.

Curiosamente, aos 16 M.A.I., a associação do parasitismo por *R. reniformis* ou *M. javanica* com a murcha do abacaxizeiro causou sintomas de parte aérea mais severos do que aqueles causados por esses agentes individualmente. Isto sugere uma interação entre esses agentes para criar um quadro sintomatológico que, usualmente, é atribuído a esses agentes etiológicos individualmente. O mesmo foi observado para *P. brachyurus* e *Helicotylenchus* sp. por Ferreira *et al.* (2014).

Quanto às variáveis quantitativas, a interação entre *R. reniformis* ou *M. javanica* com a murcha do abacaxizeiro foi neutra. Sipes *et al.* (2002) caracterizaram a interação entre *R. reniformis* e PMWaV como aditiva. Entretanto, este trabalho avaliou somente a interação do nematoide com PMWaV inoculado artificialmente, não havendo associação com cochonilhas, o que descaracteriza o complexo murcha do abacaxizeiro. Doenças complexas envolvendo *M. javanica* e fungos de solo ou vírus foram relatadas por Godfrey (1936), Keetch (1982) e Alam *et al.* (1990) em estudos conduzidos em casa de vegetação. A redução da taxa de reprodução dos nematoides em plantas co-parasitadas por agentes virais e *R. reniformis* ou *Meloidogyne* sp., relatados por Alam *et al.* (1999) e Sipes *et al.* (2002), pode estar relacionada à ausência de controle para nematoides, pois interações entre nematoides e outros microrganismos podem reduzir a prolificidade de fitonematoides de forma semelhante ao relatado por Shapiro-Ilan *et al.* (2006), Molina *et al.* (2007) e Ferreira *et al.* (2011).

No presente estudo, os acentuados danos causados por *M. javanica*, *R. reniformis* e pela murcha do abacaxizeiro ao sistema radicular e à parte aérea (até 88 e 68% de redução da massa fresca, respectivamente) causaram declínio e morte de aproximadamente 40% das plantas experimentais aos 16 M.A.I., o que inviabilizou a análise estatística de variáveis relativas à produção de frutos. Os dados sugerem, entretanto, que acentuadas perdas de produtividade e qualidade dos frutos poderiam ocorrer em culturas comerciais, já na safra da cultura, e não apenas na soca, como observado por Sipes *et al.* (2002) e (2005).

Em conclusão, este trabalho destaca a necessidade de estudos detalhados em plantações de abacaxi comerciais destinadas a compreender a relação entre o parasitismo por *R. reniformis*, *M. javanica* e PMWaV, individualmente e concomitante, bem como os sintomas observados abaixo e acima do solo. De fato, a variedade de

sintomas observados neste estudo é frequentemente atribuída a *R. reniformis*, *M. javanica* sozinho ou pela associação de PMWaV com *D. brevipes* (Sether e Hu 2002; Sipes et al 2005.; Lacerda *et al.* 2009; Ferreira *et al.* 2014). Este trabalho sugere que os danos aditivos causados pelo co-parasitismo de *D. brevipes* com *R. reniformis* ou *M. javanica*, causariam ainda mais dificuldade no manejo dos principais problemas fitossanitários do abacaxizeiro.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abawi, G.S., Chen, J. (1998) Concomitant Pathogen and Pest Interactions. American Society of Agronomy Crop Science Society of America. New York State Agricultural Experimental Station Cornell University, Geneva, USA. n. 36.
- Agranovsky, A.A. (1996) Principles of molecular organization, expression, and evolution of closteroviruses: Over the barriers. *Advances in Virus, Research* 47:119-158.
- Alam, M.M., Samud, A., Anver, S. (1990) Interaction between tomato mosaic virus and *Meloidogyne incognita* in tomato. *Nematologia Mediterrânea*, 18:131-133.
- Anônimo (2010). Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. SIDRA - Banco de Dados Agregados. Produção Agrícola Municipal: <http://www.sidra.ibge.gov.br/> em 18/04/12 página mantida pelo IBGE.
- Azevedo, P.V., Souza, C.B., Silva, B.B., Silva, V.P.R. (2007) Water requirements of pineapple crop grown in a tropical environment. *Agricultural Water Management*, 88:201-208.
- Back, M. A., Haydock, P. P. J., Jenkinson, P. (2002) Disease complexes involving plant parasitic nematodes and soil-borne pathogens. *Plant Pathology*, 5:683-697.
- Carneiro, R.M.D.G.; Almeida, M.R.A. (2001) Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25(1):35-44.
- Carvalho, S.L.C., Neves, C.S.V.J., Bürkle, R., Marur C. J. (2005) Épocas de indução floral e soma térmica do período do florescimento à colheita de abacaxi Smooth Cayenne. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 27:430-433.
- Caswell, E.P., Sarah, J.L., Apt W.J. (1990) Nematode parasites of pineapple. In: Luc M., Sikora R. A., Bridge J. (eds.) *Plant-parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 519-537.

- Cavalcante, U.M.T.; Warumby, J.F.; Bezerra, J.E.F., Moura, R.M. (1984) Nematoides associados aos abacaxizeiros no Estado de Pernambuco. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, 8:39-45.
- Chinnasri, B., Sipes, B.S., Schmitt, D.P. (2006) Effects of Inducers of Systemic Acquired Resistance on Reproduction of *Meloidogyne javanica* and *Rotylenchulus reniformis* in Pineapple. *Journal of Nematology*, 38:319–325.
- Choairy, S.A. (1992) O abacaxizeiro: conhecimentos básicos, práticas de cultivo e uso. Fortaleza: EMEPA/BNB, (EMEPA-PB. n.16) p.140.
- Costa, D.C., Sanches, N.F., Santos, J.M. (1998) Levantamento de Fitonematoides associados ao abacaxizeiro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, São Paulo, 20(3):392-396.
- Costa, D.C., Cabral, J.R.S., Calfa, C.H., Rocha, M.A.C. (1999) Seleção de genótipos de abacaxi para resistência a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, Goiânia, 29(1):57-60.
- Costa, D.C., Matos, A.P. (2000) Nematoses. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Circular 2333. Cruz das Almas, Bahia.
- Crow, W.T., John, E.L., Sekora, N.S., Wenjing, P. (2013) Interaction between *Belonolaimus longicaudatus* and *Helicotylenchus pseudorobustus* on bermudagrass and seashore paspalum hosts. *Journal of Nematology*, 45:17–20.
- De Deyn, G.B., Ruijven, J.V., Raaijmakers, C.E., De Ruiter P.C., Der Putten W.H.V. (2007) Above-and belowground insect herbivores differentially affect soil nematode communities in species-rich plant communities. *Oikos Synthesizing Ecology*, 116:923–930.
- Ferreira, T.F., Souza, R.M., Dolinski, C.M. (2011) Assessing the influence of the entomopathogenic nematode *Heterorhabditis baujardi* 4 LPP7 (Rhabditina) on embryogenesis and hatching of the plant-parasitic nematode 5 *Meloidogyne mayaguensis* (Tylenchina). *Journal of Invertebrate Pathology*, 107(2):164-7.

- Ferreira, T.F., Souza, M.R., Idalino, W.S.S., Ferreira, K.D.S., Briosso, P.S.T. (2014) Interação de *Pratylenchus brachyurus* e *Helicotylenchus* sp. com a murcha do abacaxizeiro, em condição de microparcels. *Nematropica*, (no prelo).
- Giacomelli, E.J. (1969) Curso de abacaxicultura em nível de pós-graduação. Recife: Universidade Federal de Pernambuco, 89.
- Goes, A., Vieira, A., Gadelha, R.S., Zem, A.C. (1982) Nematoides associados ao abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro. *Nematologia Brasileira*, 5:183-189.
- Jenkins, W.R. (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report*, Saint Paul, 48(4):692.
- Kaplan I., Sardanelli S., Denno R.F. (2009) Field evidence for indirect interactions between foliar-feeding insect and root-feeding nematode communities on *Nicotiana tabacum*. *Ecological Entomology*, 34:262–270.
- Keetch, D.P. (1982) Nematodes pests of pineapple. In: Keetch, D.P., Heyns, J. (eds) *Nematology in South Africa*. Pretoria, South Africa: Departmente of Agriculture and Fisheries, p. 19-29.
- Lacerda, J.T., Carvalho, R.A., Oliveira, E.F. (2009) Cochonilha *Dysmicoccus brevipes*: a praga cosmopolita da abacaxicultura. *Tecnologia e Ciências Agropecuárias*, 3:15-21.
- Lim, W.H. (1972) Wilting and green spotting of pineapple by the bisexual race of *Dysmicoccus brevipes* Ckll. In west Malaysia. *Malaysian Pineapple*, Malayan. 2:15-21.
- Manica, I. (2000) Abacaxi: do plantio ao mercado. Porto Alegre: Cinco Continentes, 122p.
- Manso, E.C., Tenente, R.C.V., Ferraz, L.C.B., Oliveira, R.S.O., Mesquita, R. (1994) Catálogo de Nematoides Fitoparasitos Encontrados associados a Diferentes Tipos de Plantas no Brasil. Centro Nacional de Pesquisa de Recursos Genéticos e Biotecnologia. EMBRAPA-SPI. Brasília, p. 354-355.
- Molina, J.P., Dolinski, C., Souza, R.M., Lewis, E.E. (2007) Effect of Entomopathogenic Nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) on *Meloidogyne mayaguensis* Rammah and

- Hirschmann (Tylenchida: Meloidoginidae) Infection in Tomato Plants. *Journal of Nematology*, 39(4):338–342.
- Monteiro, A.R., Lordello, L.G.E., (1972) Nematoides parasitos do abacaxizeiro no Brasil (nota prévia). *Revista de Agricultura*, Piracicaba, 47:163.
- Ramos, M. J. M. R., Monnerat P. H., Carvalho, A.J.C., Pinto L. G. R., Silva J. A. (2009). Sintomas visuais de deficiência de macronutrientes e de boro em abacaxizeiro 'Imperial'. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 31(1):252-256.
- Reinhardt, D.H., Souza, J.S. (2000) Pineapple industry and research in Brazil. *Acta Horticulturae*, Wageningen, 529:57-71.
- Robinson, A.F., Inserra, R.N., Casweel-Chen, E.P., Vovlas, N., Troccoll, A. (1997) *Rotylenchulus* species: Identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. *Nematropica*, 27(2):127-180.
- Rohrbach, K.G., Apto, W.J. (1986) Nematodes and disease problems of pineapple. *Plant disease*, 70:81-87.
- Sether, D.M., Hu, J.S. (2002) Yield impact and spread of *pineapple mealybug wilt associated virus-2* and mealybug wilt of pineapple in Hawaii. *Plant Disease*, 86:867-874.
- Sether, D.M., Melzer, M.J., Busto, J., Zee, F., Hu, J.S. (2005) Diversity and mealybug transmissibility of ampeloviruses in pineapple. *Plant Disease*, 89:450-456.
- Shapiro-Ilan, D.I., Gouge D.H., Piggott S.J., Fife J.P. (2006) Application technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. *Biological Control*, 38:124–133.
- Sharma, R.D. (1977) Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil: VI. Nematodes associated with tropical fruit trees. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 2:109-125.
- Siddiqi, M.R. (2000) *Tylenchida parasites of plants and insects*. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 833p.
- Sipes, B.S., Schmitt, D.P. (1994) Evaluation of pineapple, *Ananas comosus*, for host-plant resistance and tolerance to *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne Javanica*. *Nematropica*, 24:113-121.

- Sipes, B.S. (1996) Control of *Rotylenchulus reniformis* in pineapple with fosthiozate. *Fruits*, 51:173-177.
- Sipes, B.S., Sether, D.M., Hu, J.S. (2002) Interactions between *Rotylenchulus reniformis* and *Pineapple mealybug wilt associated virus-1* in pineapple. *Plant Disease*, 86:933-938.
- Sipes, B.S, Caswell-Chen, E.P., Sarah J.L., Apt W.J. 2005. Nematode parasites of pineapple. *In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge J. (eds.) Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 709-731.
- Stirling, G.R., Kopittke, R. (2000) Sampling procedures and damage threshold for root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) on pineapple. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 40(7):1003-1010.
- Veloso, C.A.C., Oeiras, A.H.L., Carvalho, E.J.M. Souza, F.R.S. (2001) Resposta do abacaxizeiro à adição de nitrogênio, potássio e calcário em latossolo amarelo do Nordeste Paraense. *Revista Brasileira Fruticultura*, 23:396-402.
- Zem, A.C., Reinhardt, D.H.R.C. (1978) Nematoides associados à cultura do abacaxi no Estado da Bahia. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 3:17-20.
- Zem, A.C., Choairy, S.A. (1980) Nematoides parasitos do abacaxizeiro no município de Mari, Paraíba. *Ecossistema*, Piracicaba, 5:3-7.

5. CONCLUSÕES

O parasitismo em altos níveis populacionais por fitonematoides na cultura do abacaxizeiro pode estar relacionado à baixa produtividade da cultura no Estado do Rio de Janeiro. Este trabalho destaca ainda a necessidade de estudos detalhados em plantações comerciais de abacaxi destinadas a compreender a relação entre o parasitismo por *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* spp. *R. reniformis*, *M. javanica* e PMWaV, individualmente e concomitantemente, e sintomas observados nas plantas abaixo e acima do solo. A variedade de sintomas observados neste estudo é frequentemente atribuída a fitonematoides sozinho ou pela associação de PMWaV com *D. brevipipes*. Este trabalho sugere que os danos causados pelo co-parasitismo de *D. brevipipes* com fitonematoides, causariam ainda mais dificuldade no manejo dos principais problemas fitossanitários do abacaxi.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abawi, G.S., Chen, J. (1998) Concomitant Pathogen and Pest Interactions. American Society of Agronomy Crop Science Society of America. New York State Agricultural Experimental Station Cornell University, Geneva, USA. n. 36.
- Agranovsky, A.A. (1996) Principles of molecular organization, expression, and evolution of closteroviruses: Over the barriers. *Advances in Virus, Research* 47:119-158.
- Alam, M.M., Samud, A., Anver, S. (1990) Interaction between tomato mosaic virus and *Meloidogyne incognita* in tomato. *Nematologia Mediterrânea*, 18:131-133
- Almeida, C.O., Vilar, L.C, Silva, L.F.S., Reinhart, D. H., Macedo, C. M. (2011) Peso médio do abacaxi no Brasil: um tema em discussão: http://www.seagri.ba.gov.br/pdf/v6n3_11Abacaxi.pdf em 06/05/11 página mantida pela SEAGRI.
- Almeida, C.O., Vilar, L.C., Macedo, C.M. (2004) Peso médio do abacaxi paraibano. Embrapa Mandioca e Fruticultura.

- Al-Banna, L., Ploeg, A.T., Williamson, V.M., Kaloshian, I. (2004) Discrimination of six *Pratylenchus* species using PCR and species-specific primers. *Journal of Nematology*, 36(2):142-146.
- Arieira, C.R.D., Molina R.O., Alessandra T.C. (2008) Nematoides Causadores de Doenças em Frutíferas. *Agroambiente On-line*, 2(1):46-52.
- Anônimo (2013). Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. SIDRA - Banco de Dados Agregados. Produção Agrícola Municipal: <http://www.sidra.ibge.gov.br/> em 18/04/12 página mantida pelo IBGE.
- Azevedo, P.V., Souza, C.B., Silva, B.B., Silva, V.P.R. (2007) Water requirements of pineapple crop grown in a tropical environment. *Agricultural Water Management*, 88:201-208.
- Ayala, A., Roman, J.E., Gonzales T. (1967) Pangola Grass as rotation crop for pineapple nematode control. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico*. 57(2):76-90.
- Ayala, A., González, T.E., Irizarry, H. (1969) Pineapple nematodes and their control. In: Peachey, J.E., (eds.) *Nematodes of tropical crops*. Commonwealth Agricultural Bureau International, p. 210-224.
- Ayres, M., Ayres JR. M., Ayres, D.L., Santos, A. S. (2005) *BioEstat 4.0: aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas*. 4. ed. Belém: IOEPA, 324p.
- Back, M.A., Haydock, P.P.J., Jenkinson, P. (2002) Disease complexes involving plant parasitic nematodes and soil-borne pathogens. *Plant Pathology*, 5:683-697.
- Bongers, T. (1990) The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. *Oecologia*, 83:14-19.
- Brzeski, M.W. (1998) *Nematodes of Tylenchina in Poland and temperate Europe*. Nauk- Warszawa: Um zeum i Institut Zoologii Polska Akademia, 397p.
- Campos, A.S. (2002) *Distribuição de Tylenchulus semipenetrans e Pratylenchus jaehni em citros, no Estado de São Paulo, e estudo morfométrico comparativo de populações anfimíticas de Pratylenchus spp.* Dissertação

(Mestrado em Entomologia Agrícola) – Jaboticabal - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, 130p.

- Campos, V.P., Campos, J.R., Silva, L.H.C.P., Dutra, M.R. (2002) Manejo de doenças causadas por nematoides em frutíferas. *In: Zambolim, L. (Ed.) Manejo integrado: fruteiras tropicais - doenças e pragas.* Viçosa - MG: Suprema Gráfica e Editora, p.185-238.
- Carneiro, R.M.D.G.; Almeida, M.R.A. (2001) Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25(1):35-44.
- Carvalho, S.L.C., Neves, C.S.V.J., Bürkle, R., Marur C. J. (2005) Épocas de indução floral e soma térmica do período do florescimento à colheita de abacaxi Smooth Cayenne. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 27:430-433.
- Cassimiro, C.M., Araújo, E., Oliveira, E.F., Santos, E.S., Lacerda, J.T. (2007) Plantas antagônicas e alqueive sobre a dinâmica populacional de nematoides no solo e na rizosfera do abacaxizeiro cv. Pérola. *Tecnologia e ciência agropecuária*, João Pessoa, 1(1):43-50.
- Castillo, P., Vovlas, N., Subbotin, S., Troccoli A. (2003) A New Root-Knot Nematode, *Meloidogyne baetica* n. sp. (Nematoda: Heteroderidae), Parasitizing Wild Olive in Southern Spain. *Nematology*, 93(9):1093-1102.
- Castillo, P., Vovlas N. (2007) *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management. *Brill*, Leiden, Holanda e Boston, EUA.
- Caswell, E.P., Sarah, J.L., Apt W.J. (1990) Nematode parasites of pineapple. *In: Luc M., Sikora R. A., Bridge J. (eds.) Plant-parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture.* Wallingford: CABI Publishing, p. 519-537.
- Cavalcante, U.M.T.; Warumby, J.F.; Bezerra, J.E.F., Moura, R.M. (1984) Nematoides associados aos abacaxizeiros no Estado de Pernambuco. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, 8:39-45.

- Cavalcante, M.J.B., Sharma, R.D. e Gondim, T.M.S. (2001) Ocorrência de nematoides na rizosfera de Banana e Abacaxi em Rio Branco, AC. *Comunicado técnico*, Embrapa, Acre.
- Cecília, S.L.V.C., Sousa B. M. (1993) Efficiency of fenitrothion and fenpropathrin with different application methods for the control of the pineapple scale insect *Dysmicoccus brevipes* Cockerell, 1893 (Homoptera: Pseudococcidae). *Sociedade Entomológica do Brasil*, 22:175-181.
- Chinnasri, B., Sipes, B.S. (2004) Effect of a systemic acquired resistance inducer nematodes infecting pineapple. *Acta Horticulturae*, 666:213–222.
- Chinnasri, B., Sipes, B.S., Schmitt, D.P. (2006) Effects of Inducers of Systemic Acquired Resistance on Reproduction of *Meloidogyne javanica* and *Rotylenchulus reniformis* in Pineapple. *Journal of Nematology*, 38:319–325.
- Choiry, S.A. (1992) O abacaxizeiro: conhecimentos básicos, práticas de cultivo e uso. Fortaleza: EMEPA/BNB, (EMEPA-PB. n.16) p.140.
- Colbran, R. C. (1962) Studies of plant and soil nematodes 5. Four new species of Tylenchoidea from Queensland pineapple fields. *Queensland Journal of Agricultural Science*, 2(19):231-239.
- Coolen, W.A., D'herde C.J. (1972) A Method for the Quantitative Extraction of Nematodes from Plant Tissue. *State Agricultural Research Center*, Ghent, 77.
- Costa, D.C., Sanches, N.F., Santos, J.M. (1998) Levantamento de Fitonematoides associados ao abacaxizeiro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, São Paulo, 20(3):392-396.
- Costa, D.C., Cabral, J.R.S., Calfa, C.H., Rocha, M.A.C. (1999) Seleção de genótipos de abacaxi para resistência a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, Goiânia, 29(1):57-60.
- Costa, D.C., Matos, A.P. (2000) Nematoses. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Circular 2333. Cruz das Almas, Bahia.

- Costa, D.C. (2000) Nematoides em banana e abacaxi no Brasil: danos e manejo. Congresso Brasileiro de Nematologia, 22, Uberlândia: Anais do XXII Congresso Brasileiro de Nematologia, p. 50-58.
- Crow, W.T., John, E.L., Sekora, N.S., Wenjing, P. (2013) Interaction between *Belonolaimus longicaudatus* and *Helicotylenchus pseudorobustus* on bermudagrass and seashore paspalum hosts. *Journal of Nematology*, 45:17–20.
- Cunha, G.A.P. and Cabral, J.R.S. (1999) Taxonomia, espécies, cultivares e morfologia. In: da Cunha, G.A.P. Cabral, J.R.S. and Souza L.F.(Eds.) *O abacaxizeiro: Cultivo, agroindústria e economia*. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, p. 17-51.
- Cunha, G.A.P., Reinhardt, D.H.R.C. (2004) Manejo de mudas de abacaxi. Embrapa: Mandioca e fruticultura tropical, Circular 105, Cruz das Almas, Bahia.
- Davide, G.R. (1988) Nematodes problems affecting agriculture in the Philipinas. *Jornal of Nematology*, 20:214-218.
- De Deyn, G.B., Ruijven, J.V., Raaijmakers, C.E., De Ruiter P.C., Der Putten W.H.V. (2007) Above-and belowground insect herbivores differentially affect soil nematode communities in species-rich plant communities. *Oikos Synthesising Ecology*, 116:923–930.
- Dinardo-Miranda, L.L., Spironello, A. e Martins, A.L.M. (1997) Dinâmica populacional de nematoides fitoparasitos em cultura do abacaxi. *Nematologia Brasileira*, 21 (1):49-57.
- Dinardo-Miranda, L.L.; Spironello, A.; Martins, A.L.M. (1996) Reação de variedades de abacaxizeiro a *Pratylenchus brachyurus*. *Nematologia Brasileira*, 20(1):1-7.
- Duncan, L.W., Inserra, R.N., Thomas, W.K., Dunn, D., Mustika, I., Frisse, L.M., Mendes, M.L., Morris, K., Kaplan, D.T. (1999) Molecular and morphological analyses of isolates of *Pratylenchus coffeae* and closely related species. *Nematropica*, 29 (1):61-80.

- FAO (2013) - Organização das nações unidas para agricultura e alimentação. FAOSTAT-Countries by commodity: <http://faostat.fao.org/> em 04/08/11 página mantida pela FAOSTAT.
- Ferraz, L.C.C.B., Zem, A.C. (1982) Nematoides parasitos do abacaxizeiro, Jaboticabal (Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal/UNESP): Anais do Simpósio Brasileiro de Abacaxicultura, p. 179-191.
- Ferreira, T.F., Souza, M.R., Idalino, W.S.S., Ferreira, K.D.S., Briosso, P.S.T. (2014) Interação de *Pratylenchus brachyurus* e *Helicotylenchus* sp. com a murcha do abacaxizeiro, em condição de microparcels. *Nematropica* (no prelo).
- Ferreira, T.F., Souza, R.M., Briosso, P.S.T. (2013) Detecção molecular de *Pratylenchus* spp. no Estado do Rio de Janeiro. Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 42, Ouro Preto-MG.
- Ferreira, T.F., Santos, K.D., Miranda, G.B., Souza, R.M., Gonçalves, L.S.A. (2012) Correlação entre a granulometria do solo e a densidade de fitonematoides em áreas de plantio de abacaxizeiro. Congresso Brasileiro de Nematologia, 30, Uberlândia-MG: Anais do XXX Congresso Brasileiro de Nematologia, p. 226.
- Ferreira, T.F., Souza, R.M., Dolinski, C.M. (2011) Assessing the influence of the entomopathogenic nematode *Heterorhabditis baujardi* 4 LPP7 (Rhabditina) on embryogenesis and hatching of the plant-parasitic nematode 5 *Meloidogyne mayaguensis* (Tylenchina). *Journal of Invertebrate Pathology*, 107(2):164-7.
- Ferreira, T.F., Souza, R.M. (2011) Levantamento de fitonematoides parasitos do abacaxizeiro no noroeste fluminense – resultados preliminares. Simpósio Brasileiro do Abacaxizeiro, Produtividade Qualidade e Sustentabilidade, 4, Bauru (UNESP).
- Fotedar, D.N., Kaul, V. (1985) On some species of the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Hoplolaimidae: Nematoda), common plant parasitic nematodes in Kashmir. *Indian Journal of Nematology*, India, 3:9-13.
- Fortuner, R., Merny, G., Roux, C. (1981) Morphometrical variability in *Helicotylenchus* Steiner, 1945. 3: Observations on African populations of

- Helicotylenchus dihystra* and considerations on related species. *Revue de Nématologie*, Paris, 4:235-260.
- Garcia, E.R., Adam, A.V. (1972) Major disease of pineapple in Oxaca, Mexico, and their control. *Fag Plant Protection Bulletin*, 20:79-87.
- Gazaway, W.S., McLean, K.S. (2003) Plant pathology and nematology: A survey of plant-parasitic nematodes associated with cotton in Alabama. *Journal of Cotton Science*, 7:1-7.
- Geraert, E. (2010) *The Criconematidae of the world: identification of the family Criconematidae (Nematoda)*. Gent: Academia Press, 615p.
- Giacomelli, E.J. (1969) Curso de abacaxicultura em nível de pós-graduação. Recife: Universidade Federal de Pernambuco, 89.
- Godfrey, G.H. (1929). A destructive root disease of pineapple and other plants due to *Tylenchus brachyurus* n.sp. *Phytopathology*, 19:611-629.
- Goes, A., Vieira, A., Gadelha, R.S., Zem, A.C. (1982) Nematoides associados ao abacaxizeiro no Estado do Rio de Janeiro. *Nematologia Brasileira*, 5:183-189.
- Gonçalves, N.B. e Carvalho, V. D. (2000) Características da fruta. In: Gonçalves, N. B. (Ed) Abacaxi: pós-colheita, Frutas do Brasil. Brasília, DF: Embrapa/CTT, p.13-27.
- Gonzaga, V., Carta, L.K. Skantar, A.M. (2006) Morfological and molecular characterization of *Pratylenchus* spp. Congresso Brasileiro De Fitopatologia, 39, Salvador. Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, v.31, p. 208.
- Gonzaga, V., Santos J.M. (2010) Estudo Comparativo de Multiplicação In Vitro de Seis Espécies de *Pratylenchus* em Cilindros de Cenoura. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, 34(4): 226-230.
- Guérout, R. (1965) Competition *Pratylenchus brachyurus-Meloydogine* sp. dans les cultures d' ananas de Côte d'Ivoire. In: Brill, L.J. (edS.) *Proceedings of 8th International Nematology Symposium*. The Netherlands, p. 64-69.
- Guerout. R. (1975) Nematodes of pineapple: A review. *Pans*, 21(2):123-140.

- Herring, S.L., Koenning, S.R., Heitman, J.L. (2010) Impact of *Rotylenchulus reniformis* on cotton yield as affected by soil texture and irrigation. *Journal of Nematology*, 42:319–323.
- Hutton, D.G. (1974) Response of two pineapple varieties to select nematicides. *In*: Brathwaite, C.W.D., Phelps, R.H., Bennett, F.D. (eds.) *Crop protection in the Caribbean*. St. Augustine: Departament of Crop Science, p. 107-117.
- Jairajpuri, M.S., Ahmad, W (1992) Dorylaimida. Free-living, Predaceous and Plant-parasitic nematodes. Oxford and IBH Publishing, New Delhi, 458p.
- Jenkins, W.R. (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report*, Saint Paul, 48(4):692.
- Jiménez, N., Crozzoli, R., Petit, P., Greco, N. (2001) Nematodos fitoparasíticos asociados con al cultivo de la piña, *Ananas comosus*, en los estados Lara y Trujillo, Venezuela. *Nematologia Mediterranea*, 29:13-17.
- Kanga F.N., Waeyenberge, L., Hauser S., Moens, M. (2012) Distribution of entomopathogenic nematodes in Southern Cameroon. *Journal of Invertebrate Pathology*, 109:41–51.
- Kanga, F.N., Waeyenberge, L., Moens, S.H. (2012). The Effect of Soil Texture and Irrigation on *Rotylenchulus reniformis* and Cotton. *Journal of Invertebrate Pathology*, 109:41–51.
- Kaplan I., Sardanelli S., Denno R.F. (2009) Field evidence for indirect interactions between foliar-feeding insect and root-feeding nematode communities on *Nicotiana tabacum*. *Ecological Entomology*, 34:262–270.
- Kazi, F. (1996) *Taxonomic studies on the plant parasitic nematodes belonging to the family Hoplolaimidae with special reference to genus Helicotylenchus*. Tese (Doutorado em Nematologia) – Pakistan - Universidade de Karachi, Department of Botany, p. 329.
- Keetch, D.P. (1982) Nematodes pests of pineapple. *In*: Keetch, D.P., Heyns, J. (eds) *Nematology in South Africa*. Pretoria, South Africa: Departmente of Agriculture and Fisheries, p. 19-29.

- Ko, M.P. and Schmitt, D.P. (1996) Changes in Plant-Parasitic Nematode Populations in Pineapple Fields Following Inter-Cycle Cover Crops. *Journal of Nematology*, 28(4):546-556.
- Koenning, S.R., Walters, S.A., Barker, K.R. (1996) Impact of soil texture on the reproductive and damage potentials of *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne incognita* on cotton *Journal of Nematology*, 28:527–536.
- Krall, E.L. (1990) Root parasitic nematodes: family hoplolaimidae. *Brill*. Leiden New Yourk, 580p.
- Lacerda, J.T., Carvalho, R.A., Oliveira, E.F. (2009) Cochonilha *Dysmicoccus brevipes*: a praga cosmopolita da abacaxicultura. *Tecnologia e Ciências Agropecuárias*, 3:15-21.
- Lacoeuilhe, J.J., Guérout R. (1976) Action du nematode *Pratylenchus brachyurus* sur la croissance, la nutrition et les rendements de l'ananas. Influence de la localisation de la fumare. *Fruits*, 33:147-156.
- Lim, W.H. (1972) Wilting and green spotting of pineapple by the bisexual race of *Dysmicoccus brevipes* Ckll. In west Malaysia. *Malaysian Pineapple*, Malayan. 2:15-21.
- Linford, M.B., Oliveira, J.M., Ishii, M. (1949) *Paratylenchus minutus*, n.sp., a nematode parasitic on roots. *Jornal Pacific Science*, 3:111-119.
- Lordello, L.G.E. (1955) A new nematode, *Rotylenchus melancholichus* n. sp., found associated with grass roots, and its sexual dimorphism. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, Washington, 45(3):81-83.
- Lordello, L.G.E. (1976) Nematoides das principais culturas. In: Lordello L.G.E. (Ed.) Nematoides das plantas cultivadas. São Paulo, Nobel. 3:140-143.
- Manica, I. (2000) Abacaxi: do plantio ao mercado. Porto Alegre: Cinco Continentes, 122p.
- Manso, E.C., Tenente, R.C.V., Ferraz, L.C.B., Oliveira, R.S.O., Mesquita, R. (1994) Catálogo de Nematoides Fitoparasitos Encontrados associados a Diferentes Tipos de Plantas no Brasil. Centro Nacional de Pesquisa de Recursos Genéticos e Biotecnologia. EMBRAPA-SPI. Brasília, p. 354-355.

- Molina, J.P., Dolinski, C., Souza, R.M., Lewis, E.E. (2007) Effect of Entomopathogenic Nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) on *Meloidogyne mayaguensis* Rammah and Hirschmann (Tylenchida: Meloidoginidae) Infection in Tomato Plants. *Journal of Nematology*, 39(4):338–342.
- Monfort, W. S., Kirkpatrick, T. L., Rothrock, C.S., Mauromoustakos, A. (2007) Potential for site-specific management of *Meloidogyne incognita* in cotton using soil textural zones. *Journal of Nematology*, 39:1–8.
- Monfort, W.S., Kirkpatrick, T.L., Mauromoustakos, A. (2008) Spread of *Rotylenchulus reniformis* in an Arkansas cotton field over a four-year period. *Journal of Nematology*, 40:161-166.
- Monteiro, A.R., Lordello, L.G.E., (1972) Nematoides parasitos do abacaxizeiro no Brasil (nota prévia). *Revista de Agricultura*, Piracicaba, 47:163.
- Moreira, W.A., Huang, C.S. (1980) O gênero *Helicotylenchus* no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, 5:431-432.
- Morgado, I.F., Aquino, C.N.P., Terra, D.C.T. (2004) Aspectos econômicos da cultura do abacaxi: sazonalidade de preços no Estado do Rio de Janeiro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, 26(1):44-47.
- Mudiope, J., Coyne, D., Adipala, W., Sikora, R.A. (2004) Monoxenic culture of *Pratylenchus sudanesis* on carrot disks, with evidence of differences in reproductive rates between geographical isolates. *Nematology*, Leiden, 6(4):617-619.
- Nath, R. C., Mukherjee, B., Dasgupta, M.K., Siddiqi, M. R. (1997) Density, diversity and community structure of plant parasitic nematodes in pineapple plantations of Tripura. *Journal International Journal of Nematology*, India, 1(7):51-56.
- Nath, R.C., Mukherjee, B., Dasgupta, M.K. (1998) Population dynamics of plant parasitic nematodes in a pineapple plantation of Tripura, India. *International Journal of Nematology*, 8(2):185-190.

- Oliveira C.M.G., Machado A.C.Z., Kubo R.K., Harakava R. (2009) Diagnose de *Aphelenchoides fragariae* e *Pratylenchus* spp. pela aplicação da tecnologia do código de barras do DNA. *Nematologia Brasileira*, 33(3):218-225.
- Ponciano, N.J., Constantino, C.O.R., Souza, P.M., Detmann, E. (2006) Avaliação econômica da produção de abacaxi (*Ananas comosus* L.) cultivar perola na região Norte Fluminense. *Revista Caatinga*, Mossoró, 9:82-91.
- Powers, T. (2004) Nematode molecular diagnostics: from bands to barcodes. *Annual Review of Phytopathology*, 42: 367-383.
- Ramos, M. J. M. R., Monnerat P. H., Carvalho, A.J.C., Pinto L. G. R., Silva J. A. (2009). Sintomas visuais de deficiência de macronutrientes e de boro em abacaxizeiro 'Imperial'. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 31(1):252-256.
- Ramos, M.J.M., Monnerat, P.H., Pinto, L.G.R., Silva, J.A. (2011) Deficiência de macronutrientes e de boro em abacaxizeiro Imperial: Composição Mineral. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, 33(1):261-271.
- Raski, D.J., Krusberg, L.R. (1984) Nematode parasites of grapes and other small fruits. *In: Nickle, W.R., Dekker, M (eds.) Plant and Insect Nematodes*. New York, p. 457-507.
- Redondo, E.E., Varon, D.E., Agudelo, F.E. (1993) Identification and parasitic effect of nematodes in the cultivation of pineapple *Ananas comosus* L. (Merr.). Simposio Latino americano de Pinicultura, 1, Cali (Instituto Colombiano Agropecuario), p.25-29.
- Reinhardt, D.H.R.C. (2000) A planta e o seu ciclo. *In: Reinhardt, D. H. R. C.; Souza, L. F. S.; Cabral, J.R.S.C. (eds.) Abacaxi produção: aspectos técnicos*. Brasília: Embrapa, p. 13-14.
- Reinhardt, D.H., Souza, J.S. (2000) Pineapple industry and research in Brazil. *Acta Horticulturae*, Wageningen, 529:57-71.
- Ritzinger, C.H.S.P., Costa D.C. (2004) Nematóide das lesões (*Pratylenchus* spp.) em abacaxizeiro. *Abacaxi em Foco*. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Cruz das Almas, 31p.

- Robinson, A.F., Inserra, R.N., Casweel-Chen, E.P., Vovlas, N., Troccoll, A. (1997) *Rotylenchulus* species: Identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. *Nematropica*, 27(2):127-180.
- Robinson, A.F., Heald, C.M., Flanagan, S.L., Thames, W.H., Amador, J. (1987) Geographical distributions of *Rotylenchulus reniformis*, *Meloidogyne incognita*, and *Tylenchulus semipenetrans* in the Lower Rio Grande Valley as related to soil texture and land use. *Annals of Applied Nematology*, 1:20–25.
- Rohrbach, K.G., Apto, W.J. (1986) Nematodes and disease problems of pineapple. *Plant disease*, 70:81-87.
- Robbs, C.F. (1971). Abacaxizeiro (*Ananas comosus*) (capgccum annum L.). *A Lavoura*, 74(517):23-26.
- Russin, J.S., Layton, M.B., Boethel, D.J., McGawley E.C., Snow J.P., Berggren G.T. (1989). Development of *Heterodera glycines* on soybean damaged by soybean looper and stem canker. *Journal Nematology*, 21:108–114.
- Sanches, N.F., Matos, A.P. (1999) Murcha associada à Cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Cockerel, 1893). In: Cunha, J.R.S., Souza, L.F. (eds.) *O Abacaxizeiro: Cultivo, agroindústria e economia*. Brasília: Comunicação da Embrapa para transferência de tecnologia, p. 343-366.
- Sanches, N.F. (2005) Manejo integrado da cochonilha do abacaxi. Embrapa: Mandioca e Fruticultura Tropical, Cruz das Almas, n. 35.
- Santos, J.M., Campos, A.S., Aguilar-Vildoso, C.I. (2005) Nematoides dos Citros. Citros. 1 ed. Campinas: Instituto Agronômico e Fundag, 1:607-628.
- Santos, K. D. 2012. Nematoides parasitos do abacaxizeiro no estado do Rio de Janeiro: Aprimoramento da técnica de multiplicação *in vitro* de duas espécies de *Pratylenchus* sp. e caracterização morfológica e morfométrica de três populações de *Helicotylenchus* sp. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) – Campos dos Goytacazes – RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro– UENF, 31p.

- Sether, D.M., Hu, J.S. (2002) Yield impact and spread of *pineapple mealybug wilt associated virus-2* and mealybug wilt of pineapple in Hawaii. *Plant Disease*, 86:867-874.
- Sether, D.M., Melzer, M.J., Busto, J., Zee, F., Hu, J.S. (2005) Diversity and mealybug transmissibility of ampeloviruses in pineapple. *Plant Disease*, 89:450-456.
- Sether, D.M., Borth, W.B., Melzer, M.J., Hu J.S (2010) Spatial and temporal incidences of pineapple mealybug wilt-associated viruses in pineapple planting blocks. *Plant Disease*, 94: 196-200.
- Scott, R.M., Kathy S.L. (2013) The effect of soil texture and irrigation on *Rotylenchulus reniformis* and cotton. *Journal of Nematology*, 45(2):99-105.
- Shapiro-Ilan, D.I., Gouge D.H., Piggott S.J., Fife J.P. (2006) Application technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. *Biological Control*, 38:124–133.
- Sharma, R.D., Loof, P.A.A. (1972) Nematodes associated with different plants at the Centro de Pesquisas do Cacau, Bahia. *Revista Theobroma*, Itabuna, 2(4):38-43.
- Sharma, R.D. (1977) Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil: VI. Nematodes associated with tropical fruit trees. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 2:109-125.
- Siddiqi, M.R. (1972) On the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Nematoda: Tylenchida), with descriptions of nine new species. *Nematologica*, 18:74-91.
- Siddiqi, M.R. (2000) *Tylenchida parasites of plants and insects*. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 833p.
- Sijmons, P.C., Atkinson, H.J., Wyss, U. (1994) Parasitic strategies of root nematodes and associated host cell responses. *Annual Review of Phytopathology*, 32: 235-259.
- Sipes, B.S., Schmitt, D.P. (1994) Evaluation of pineapple, *Ananas comosus*, for host-plant resistance and tolerance to *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne Javanica*. *Nematropica*, 24:113-121.

- Sipes, B.S. (1996) Control of *Rotylenchulus reniformis* in pineapple with fosthiozate. *Fruits*, 51:173-177.
- Sipes, B.S., Schmitt, D.P. (2000) *Rotylenchulus reniformis* damage thresholds on pineapple. *Acta Horticulturae*, 529:239-245.
- Sipes, B.S., Sether, D.M., Hu, J.S. (2002) Interactions between *Rotylenchulus reniformis* and *Pineapple mealybug wilt associated virus-1* in pineapple. *Plant Disease*, 86:933-938.
- Sipes, B.S, Caswell-Chen, E.P., Sarah J.L., Apt W.J. 2005. Nematode parasites of pineapple. In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge J. (eds.) *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. Wallingford: CABI Publishing, p. 709-731.
- Soares, P.L.M., Santos, J.M., Ferraudo, A.S. (2004) Estudo morfométrico comparativo de 58 populações brasileiras de *Rotylenchulus reniformis* (Nemata: Rotylenchulinae). *Fitopatologia Brasileira*, 29:419-424.
- Souza, J.S., Cardoso, C.E.L., Torres F. P. (1999) Situação da cultura no mundo e no Brasil e importância econômica. In: Cunha, G.A.P., Cabral, J.R.S. and Souza, L.F.S. (Eds) *O Abacaxizeiro – Cultivo, Agroindústria e Economia*. Brasília: Embrapa, p.403-428.
- Souza, J.T.; Maximiniano, C.; Campos, V.P. (1999) Nematoides associados a plantas frutíferas em alguns estados brasileiros. *Ciência e Agrotecnologia*, Lavras, 23(2):353-357.
- Starr, J.L., Heald, C.M., Robinson, A.F., Smith, R.G., Krause, J.P. (1993) *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* and associated soil textures from some cotton production areas of Texas. *Journal of Nematology*, 25:252–256.
- Starr, J.L., Koenning, S.R., Kirkpatrick, T.L., Robinson, A.F., Roberts, P.A., Nichols, R.L. (2007) The future of nematode management in cotton. *Journal of Nematology*, 39:283–294.
- Stirling, G.R., Kopittke, R. (2000) Sampling procedures and damage threshold for root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) on pineapple. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 40(7):1003-1010.

- Stirling, G.R., Pattison, A.B. (2008) Beyond chemical dependency for managing plant-parasitic nematodes: examples from the banana, pineapple and vegetable industries of tropical and subtropical Australia. *Australasian Plant Pathology*: [http://dx .doi.org/10.1071/AP08019](http://dx.doi.org/10.1071/AP08019) em 06/05/11 página mantida pela Australasian Plant Pathology.
- Subbotin S.A, Ragsdale, E.J., Mullens T., Roberts, P.A., Mundo-Campo M., Baldwin J.G. (2008) A phylogenetic framework for root lesion nematodes of the genus *Pratylenchus* (Nematoda): evidence from 18S and D2-D3 expansion segments of 28S ribosomal RNA genes and morphological characters. *Molecular phylogenetics and Evolution*, 48(2):491-505.
- Veloso, C.A.C., Oeiras, A.H.L., Carvalho, E.J.M. Souza, F.R.S. (2001) Resposta do abacaxizeiro à adição de nitrogênio, potássio e calcário em latossolo amarelo do Nordeste Paraense. *Revista Brasileira Fruticultura*, 23:396-402.
- Zar, J. H. (1999) *Biostatistical analysis*. New Jersey: Prentice Hall, 663p.
- Zem, A.C., Reinhardt, D.H.R.C. (1978) Nematoides associados à cultura do abacaxi no Estado da Bahia. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, Piracicaba, 3:17-20.
- Zem, A.C., Choairy, S.A. (1980) Nematoides parasitos do abacaxizeiro no município de Mari, Paraíba. *Ecossistema*, Piracicaba, 5:3-7.