

---

***Rotylenchulus reniformis* (NEMATODA: TYLENCHIDA): BIOLOGIA,  
IDENTIFICAÇÃO, PATOGENICIDADE E MANEJO**

VANESSA LOPES LIRA<sup>1,3</sup>  
ANTONIO FÉLIX DA COSTA<sup>2</sup>  
ROMERO MARINHO DE MOURA<sup>3,4,5</sup>  
LEONOR COSTA MAIA<sup>3</sup>

<sup>1</sup> PPG – Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, PE

<sup>2</sup> Instituto Agronômico de Pernambuco – IPA, Recife, PE

<sup>3</sup> Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, PE.

<sup>4</sup> Academia Pernambucana de Ciência Agronômica.

<sup>5</sup> Academia Brasileira de Ciência Agronômica

E-mail para correspondência: [vanessalira@yahoo.com.br](mailto:vanessalira@yahoo.com.br)

---

**Resumo:** O gênero *Rotylenchulus* apresenta onze espécies, das quais *R. reniformis* é a mais importante economicamente. Trata-se de um fitonematoide, conhecido popularmente por nematoide reniforme, de ampla distribuição geográfica, sendo encontrado em regiões tropicais e subtropicais. Parasita mais de 300 espécies de plantas, cultivadas e não cultivadas. Do ponto de vista fitopatológico, pode ocasionar expressiva redução da produtividade de diversas culturas, muitas de alta importância econômica, a exemplo da soja, do algodoeiro e do meloeiro, além de diversas hortaliças. Essa diversidade parasitológica tem motivado muitos pesquisadores a desenvolverem novas técnicas alternativas de controle, de modo a minimizar o uso do método químico. Entre as pesquisas mais frequentes se encontram a rotação de culturas, o desenvolvimento de cultivares resistentes, e o controle biológico. Para a maioria das situações de campo envolvendo o nematoide reniforme, a identificação específica da população se faz necessária. A presente revisão temática tem por objetivo básico prover informações sobre biologia, ciclo de vida, identificação morfológica e molecular de *R. reniformis*. Além disso visa orientar os novos fitonematologistas em seus primeiros passos no estudo desse fitopatógeno. Termos para indexação: controle alternativo; morfometria; nematoide reniforme.

***Rotylenchulus reniformis* (NEMATODA: TYLENCHIDA): BIOLOGY,  
IDENTIFICATION, PATHOGENICITY AND MANAGEMENT**

**Abstract:** The genus *Rotylenchulus* presents 11 species and *R. reniformis* is the most economically important. This genus has a large geographic distribution and occurs in most tropical and subtropical regions of the world. This plant pathogen species has more than 300 host plants and is worldwide recognized as important yield losses reducer, affecting several cash crops commodities such as soybean, cotton, melon and many vegetables. This host diversity has led researchers to seek for new techniques as alternative to the chemical control. Among the main methods used there are: crop rotation, resistant cultivars and biological

control. For most field situations, the specific identification of the nematode population is needed. This review was aimed to provide information on biology, life cycle, and morphological and molecular identification. It is expected that the presented information may help young nematologists in their first steps to get acquainted with this important plant pathogen.

**Indexs terms:** alternative control; morphometry; reniform nematode.

## INTRODUÇÃO

O gênero *Rotylenchulus* Linford & Oliveira 1940 compreende 11 espécies (VAN DEN BERG et al., 2016), algumas de ampla distribuição geográfica. Trata-se de um fitonematoide que possui extensa lista de plantas hospedeiras (ROBINSON et al., 1997). *Rotylenchulus reniforme* Linford & Oliveira 1940 é a espécie mais importante economicamente; quando comparado a outros fitonematoides, é o sétimo mais relevante, de acordo com levantamento feito por 225 nematologistas (JONES et al., 2013). *Rotylenchulus reniformis*, também conhecido por nematoide reniforme, é uma

espécie de hábito semiendoparasítico, ou seja, no parasitismo, não penetra totalmente o seu corpo na raiz, apenas a região anterior; mais ou menos um terço do comprimento do corpo. Após o início da alimentação, a região que fica exposta aumenta de volume e assume a forma de um rim, de onde advém a denominação popular de nematoide reniforme. Essa espécie foi descrita pela primeira vez por Linford e Oliveira, em 1940, parasitando plantas de feijoeiro-caupi, no Hawaii, EUA. Durante 21 anos, *R. reniformis* permaneceu como espécie única do gênero.

## CICLO DE VIDA

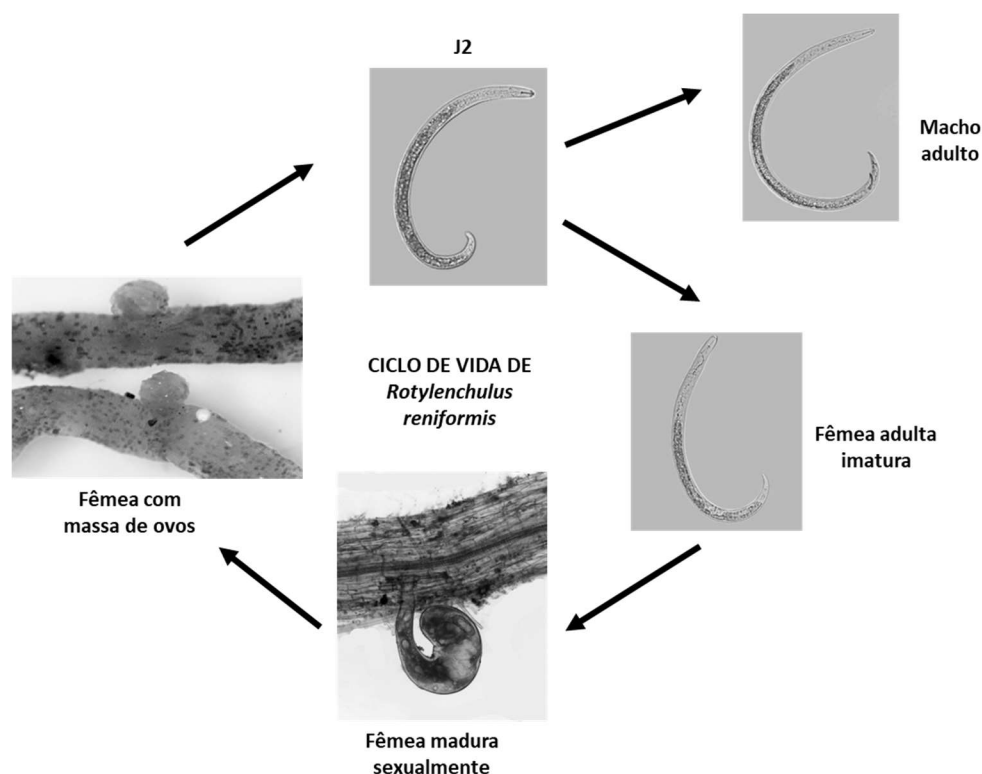
O ciclo de vida do nematoide reniforme tem início quando as fêmeas adultas maduras depositam, aproximadamente, 50 a 120 ovos, dentro de uma matriz gelatinosa que envolve totalmente o corpo do nematoide em sua parte reniforme, exposta no solo. Esses ovos possuem, individualmente, um juvenil do segundo estágio, referido por J2. Em condições favoráveis, os J2 eclodem no solo. Em seguida se desenvolvem, processando-se duas ecdises, que levam aos estágios seguintes J3 e J4, sem se alimentarem. Em condições ambientais desfavoráveis, assumem um tipo de vida latente, denominado criptobiose, sobrevivendo muito tempo. Os machos não fitoparasitas permanecem no solo, copulam e morrem. As fêmeas completam o seu desenvolvimento orgânico e funcional no

solo e são denominadas fêmeas adultas imaturas. Em condições ambientais favoráveis ocorrem as cópulas; portanto, *R. reniformis* se reproduz por anfimixia. Esta é a forma infectante da espécie, ou seja, a que infecta a planta. Na presença da raiz da planta hospedeira, a fêmea vermiforme penetra, conforme mencionado, apenas a região anterior do corpo no córtex radicular, estabelecendo um sítio de alimentação permanente, passando a ter comportamento sedentário. No local definitivo de alimentação, formam-se células diferenciadas à frente da região frontal da fêmea, das quais o nematoide retira os seus alimentos. Com a evolução do parasitismo (interação planta-nematoide), a fêmea aumenta seu volume corporal, passando à forma reniforme (forma de rim) e, em seguida, expele pela vulva uma massa

gelatinosa que encobre toda a porção do corpo projetada para fora da raiz, iniciando, logo em seguida, a postura dos ovos. Diante de múltiplas infecções, surge elevado número de necroses radiculares e diminuição ou desaparecimento de pelos absorventes; esses são os sintomas primários da doença, que é conhecida popularmente por rotileculose. Como consequência, o sistema radicular se torna ineficiente, dificultando a absorção e o

transporte de água e nutrientes; na sequência, surgem os sintomas secundários, ou reflexos, caracterizados por nanismo, clorose e amarelecimento foliar (ASMUS; ISHIMI, 2009). O ciclo de vida de *R. reniformis* dura um período de duas e meia semanas, podendo se prolongar por até mais de dois anos, dependendo da temperatura e da presença de planta hospedeira (ROBINSON et al., 1997).

Figura 1- Ciclo de vida de *Rotylenchulus reniformis*.



Foto/crédito: V.L Lira; R.M. Moura

### IDENTIFICAÇÃO DE *Rotylenchulus* spp.

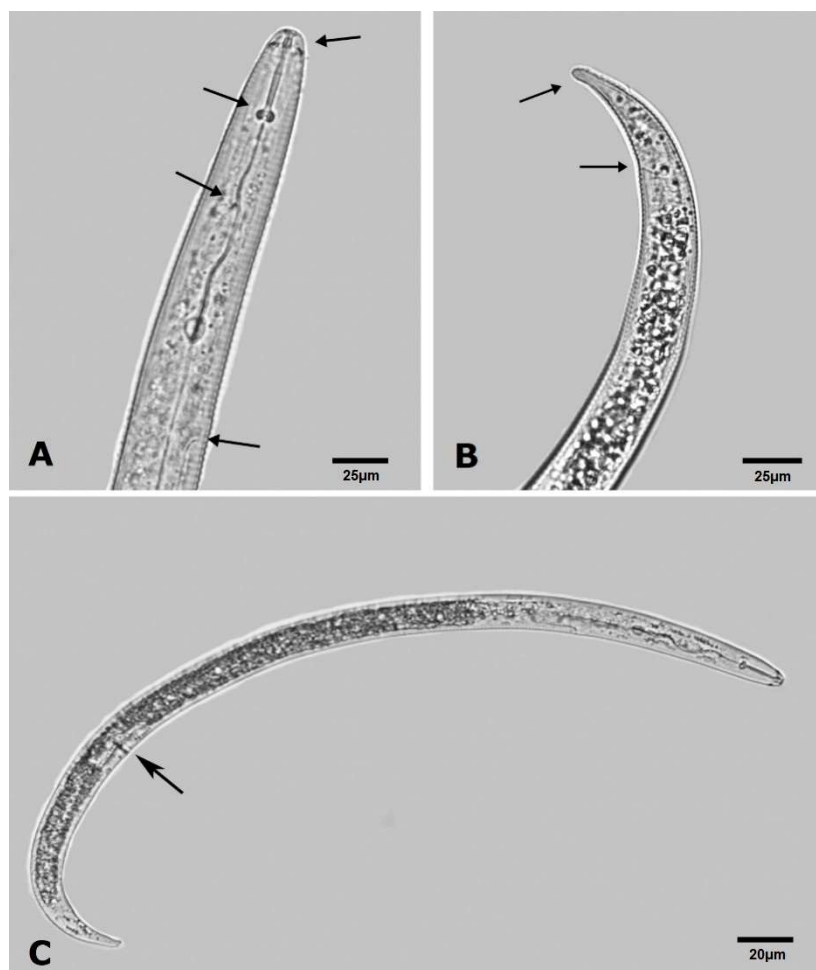
Para identificação de espécies do gênero *Rotylenchulus* são utilizados, principalmente, caracteres morfológicos de fêmeas adultas imaturas, entre os quais: presença ou ausência de machos na população, região labial, comprimento do estilete e, também, tamanho e forma dos

nódulos do estilete. Distância dos nódulos do estilete à abertura da glândula dorsal (DGO). Comprimento do corpo, da cauda e do esôfago. Maior largura do corpo. Distância da região cefálica à vulva, expressa em porcentagem do comprimento do corpo (valor V), formato da cauda e a

presença de uma região hialina na extremidade. Consideram-se, também, as seguintes relações corporais: valor  $a$  = comprimento do corpo dividido pela maior largura do corpo;  $b$  = comprimento do corpo

dividido pelo comprimento do esôfago;  $c$  = comprimento do corpo dividido pelo comprimento da cauda (Figura 2) (LOPES; PIMENTEL; CARES, 2016).

Figura 2- Microfotografia apresentando alguns caracteres morfológicos usados na identificação de espécies do gênero *Rotylenchulus*. A) setas: região labial alta, distância dos nódulos do estilete à abertura da glândula dorsal (DGO), formato dos nódulos do estilete e poro excretor; B) setas: reto (poro anal) e porção hialina; C) Visão geral do corpo de uma fêmea adulta imatura de *R. reniformis*, vendo-se a vulva, indicada pela seta.



Foto/crédito: V.L. Lira

De modo geral, os fitonematoides são considerados organismos difíceis de serem identificados, devido às similaridades morfológicas, tamanho diminuto e pequena quantidade de caracteres morfológicos taxonômicos que

podem ser utilizados nos diagnósticos de espécies (OLIVEIRA, 2010).

Diversos pesquisadores propuseram chaves de identificação para o gênero *Rotylenchulus*. Dasgupta, Raski e Sher (1968) sugeriram a separação das espécies

com base na forma da região labial e comprimento da porção hialina da cauda. No entanto, Germani (1978) afirmou que os caracteres usados por esses autores são muito variáveis e não permitem uma clara distinção dentro do gênero. Dessa forma, Germani propôs uma nova chave para separação das espécies a partir de fêmeas adultas imaturas, considerando como principais caracteres diferenciadores o comprimento do estilete, a posição da vulva, a forma da região cefálica e a presença ou ausência de machos na população. Lehman e Inserra (1990), ao estudarem variações morfométricas de populações de *R. reniformis* e *R. parvus*, de várias regiões geográficas dos Estados Unidos, observaram que essas duas espécies podem ser separadas apenas pelo comprimento do corpo de fêmeas adultas imaturas, do comprimento do estilete e o da cauda. Robinson et al. (1997) também propuseram uma chave dicotômica para identificação de espécies do gênero *Rotylenchulus*, considerando entre os principais caracteres suficientes para diagnose, o comprimento do estilete e o valor V; desde então, esta é a chave de classificação mais em uso.

A quantidade de pesquisadores que se dedicam à taxonomia dos fitonematoides ainda é considerada reduzida. No entanto, novas tecnologias têm sido desenvolvidas de modo a facilitar, uniformizar e dar mais segurança aos protocolos de diagnóstico (LUCA et al., 2004). Nesse processo evolutivo-tecnológico de identificação de espécies, o diagnóstico molecular, a partir da análise do DNA de fitonematoides, representou grande avanço potencial e trouxe facilidades na identificação taxonômica rotineira, por ser rápido e preciso. Permite, por exemplo, a análise simultânea de vários genes, cuja identificação é considerada estável, podendo ser realizado em qualquer fase do desenvolvimento do nematoide, além de não ser influenciado pelo ambiente (AL-

BANNA et al., 2004; CORDEIRO et al., 2008).

As técnicas moleculares mais utilizadas nos estudos de fitonematoides são as isoenzimáticas, as sorológicas, rDNA (DNA *ribosomal*), e as fundamentadas em mtDNA (DNA *mitochondrial*), SCARs (*Sequence Characterized Amplified Regions*), RAPDs (*Random Amplified Polymorphic DNA*), qPCR (*Real-time PCR*) RFLPs (*Restriction Fragment Length Polymorphisms*), satDNAs (*Satellite DNA*) e microarranjo (BLOK; POWERS, 2009). A técnica do Código de Barras do DNA (DNA barcoding) também vem se tornando rotineira e o seu princípio se fundamenta no fato de que, cada organismo, independentemente do filo, apresenta no genoma um pequeno trecho, específico, suficiente para separar todos os organismos que habitam o planeta (POWERS, 2004). A região D2/D3 do gene 28S do DNA ribossômico (DNAr) é a mais utilizada para se inferir relações evolutivas entre espécies de fitonematoides e também de táxons mais distantes, por ser um dos segmentos mais conservados (ROBERTS et al., 2016).

Nos últimos anos, diversos estudos de identificação e diversidade de espécies de *Rotylenchulus* foram realizados, utilizando-se as regiões D2/D3 do DNAr. Dentre esses, os de Zhang et al. (2011) utilizaram as sequências da região D2/D3 do gene 28S do DNAr para identificação de populações de *R. reniformis* parasitando frutíferas e hortaliças na China. Também foi a partir das sequências do fragmento da região D2/D3 da expansão 28S do DNAr que Van Den Berg et al. (2016) descreveram uma nova espécie, isolada do solo e raízes de cana-de-açúcar na África do Sul, a qual foi denominada *R. macrosomoides*. O estudo também mostrou que *R. reniformis* apresenta uma relação irmã com *R. macrosoma*, porém a relação entre as outras espécies de *Rotylenchulus* permanece não determinada. Palomares-Rius et al. (2017) utilizaram as sequências

da região D2/D3 do gene 28S do DNAr para identificação e primeiro assinalamento de *R. macrossoma* na Grécia e o primeiro

registro de *R. macrossoma* parasitando avelã no Norte da Espanha.

### IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DE *Rotylenchulus reniformis*

Conforme mencionado, *R. reniformis* parasita mais de 300 espécies de plantas de 77 famílias (ROBINSON et al., 1997). Nos Estados Unidos, esse nematoide foi considerado o mais importante problema fitossanitário da cultura do algodão, com capacidade de diminuir a produção em até 60% (KOENNING et al., 2004). Essas perdas podem resultar em prejuízos econômicos que podem exceder a ordem de milhões de dólares (LAWRENCE et al., 2007). No Brasil, entre as culturas mais afetadas por esse nematoide estão: o algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) (ASMUS; ISEMBERG, 2003), a soja (*Glycine max* L.) (DIAS et al., 2010), o feijoeiro-caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) (GARDIANO; KRZYZANOWSKI; SAAB, 2012), o meloeiro (*Cucumis melo* L.) (MOURA; PEDROSA; GUIMARÃES, 2002) e o coentro (*Coriandrum sativum*) (MOURA et al., 1997) o que ocasiona altas perdas econômicas de campo. Contudo, o número de espécies de vegetais parasitadas tem aumentado, como mostram novos assinalamentos realizados após a publicação da última revisão bibliográfica sobre o nematoide reniforme (MOURA et al., 1997; 2005).

De acordo com a literatura, algumas plantas permanecem com o *status* indefinido em relação à hospedabilidade a *R. reniformis*, caso da cana-de-açúcar, cebola, espinafre, arroz, inhame entre outras (ROBINSON et al, 1997). Alguns trabalhos

têm relatado a presença de *R. reniformis* em áreas de cana-de-açúcar; no entanto, pesquisas subsequentes mostraram que a ocorrência do nematoide era devido à presença de plantas invasoras hospedeiras associadas à cultura comercial (BRATHWAITE, 1976; MOURA; SILVA; LIRA, 2016/2017). Diversas plantas invasoras já foram referidas como boas hospedeiras de *R. reniformis*, contribuindo para a disseminação e sobrevivência deste nematoide, principalmente nos períodos das entressafras (INSERRA et al., 1989).

Estudos outros mostram que a reprodução e a patogenicidade de *R. reniformis* podem variar de acordo com a cultura (MCGAWLEY; PONTIF; OVERSTREET, 2010), o que tem levado à conclusão de que o nematoide reniforme possui raças parasitárias (VADHERA; SHUKLA, 1999; RAO; GANGULY, 1996; SINGH; AZAM, 2012). Dasgupta e Seshadri (1971a) foram os primeiros a designar raça A e B para *R. reniformis* ao avaliar o nível de reprodução desse nematoide em plantas de feijão-caupi, algodão e mamona. Foram classificados na raça A populações que se reproduziam nos três hospedeiros e raça na B apenas as populações que se multiplicaram no feijão-caupi. Esta classificação ainda é a mais utilizada. É importante a identificação das espécies em nível de raça, principalmente em estudos de melhoramento genético visando à obtenção de cultivares resistentes.

## MEDIDAS DE CONTROLE DE *Rotylenchulus reniformis*

Diversos métodos de controle têm sido utilizados contra os nematoides fitopatogênicos, entre os quais: controle químico, rotação de culturas, uso de cultivares resistentes, controle biológico e algumas práticas culturais (FERRAZ et al., 2010). Para o controle químico, são utilizados nematicidas sistêmicos, mas para aplicação são necessários equipamentos motorizados de alto custo e trabalhadores de campo bem treinados. Por serem altamente tóxicos esses nematicidas acarretam inúmeros problemas à saúde pública, além de fortes impactos ambientais. Por serem aplicados no solo, os nematicidas interferem negativamente na microbiota, destruindo organismos benéficos, podendo, também, contaminar águas subterrâneas (lençóis freáticos e aquíferos) (RITZINGER; FANCELLI, 2006) e por requerer mais de 90 dias de período de carência, são impedidos de serem aplicados em certas culturas de ciclo curto, tal como o coentro (30 dias no campo) e o meloeiro (60 dias).

A rotação de culturas é uma técnica de controle muito recomendada para o manejo de fitonematoides. É executada utilizando plantas não hospedeiras, o que restringe a multiplicação dos nematoides, e contribui para a redução populacional. O cultivo de gramíneas a exemplo do sorgo, do milheto e da braquiária, permite o controle de *R. reniformis* em áreas infestadas com eficiência e lucratividade (ASMUS, 2008). Entretanto, alguns fatores dificultam o sucesso do sistema de rotação, entre os quais, o tempo de sobrevivência do nematoide no solo, mesmo na ausência de planta hospedeira. É o caso de *R. reniformis* que pode sobreviver por até dois anos, devido ao mecanismo da anidrobiose (ASMUS et al., 2015). Dessa forma, para obtenção de resultados satisfatórios, é necessário um período maior de rotação (LIRA; MOURA, 2013). De um modo

geral, as plantas utilizadas na rotação não são tão rentáveis quanto a cultura principal, não permitindo renda financeira ao agricultor durante a rotação (FERRAZ; SANTOS, 1995).

A resistência genética de plantas é outra prática utilizada para controle de fitonematoides. As cultivares resistentes são desenvolvidas por meio do melhoramento genético, geralmente dispendioso economicamente, e desenvolvido através de longos anos. Quando disponíveis, alinham eficiência de controle, praticidade e segurança ambiental. Porém, a maioria das cultivares existentes nas diferentes culturas suscetíveis não apresenta resistência suficiente para o controle de *R. reniformis* (ASMUS; LAMAS 2007). No entanto, estudos sobre a resistência de genótipos de soja ao nematoide reniforme têm mostrado resultados promissores e que futuramente poderão ser utilizados em programas de melhoramento (MELO; SANTOS; ASMUS, 2013).

Finalmente, tem-se o controle biológico; é um método alternativo, de grande potencial prático, econômico e de segurança ambiental. Além de apresentar uma série de vantagens em relação ao método químico, não deixa resíduos tóxicos em alimentos, é de fácil aplicação, favorece a conservação do ambiente e não induz o surgimento de espécies resistentes (SOARES, 2006; NUNES, 2008). Diversos organismos são considerados antagônicos a fitonematoides e no solo, há, aproximadamente, 200 inimigos naturais (PIMENTEL et al., 2009). Entretanto, nem todos podem ser utilizados para biocontrole de fitonematoides, pois, para ser considerado bom biocontrolador, o micro-organismo não deve ser patogênico às plantas nem a animais em geral. Deve ser eficiente em reduzir a população do fitonematoide, principalmente quando em

alta densidade. O biocontrolador deve: conseguir sobreviver a condições adversas do solo na ausência do hospedeiro; parasitar diversas espécies de nematoides; ser capaz de se dispersar rapidamente quando aplicado no solo; permanecer infectivo após longo tempo de armazenamento e ser compatível com fertilizantes, defensivos agrícolas, entre outras práticas culturais (FERRAZ et al., 2010). Embora seja difícil reunir todas essas características em um único organismo, os fungos têm sido considerados os de maior potencial, por apresentarem maior quantidade desses atributos (FERRAZ; SANTOS, 1995; CHEN; DICKSON, 2004).

O controle biológico se apresenta como excelente alternativa de controle principalmente para as culturas de ciclo curto, caso do coentro, altamente suscetível à doença “nanismo”, causada por *R. reniformis*. Nesse caso específico, não há variedades resistentes e o curto ciclo da planta no campo, que é de 90 dias,

inviabiliza o uso de nematicidas, pois o período residual desses agrotóxicos é de 90 dias. Essa impossibilidade de utilização se justifica também por questões ecológicas locais, devido à alta probabilidade de contaminação de mananciais hídricos, sempre próximos aos plantios de coentro. O conhecimento sobre fungos nematófagos ainda é limitado e informações básicas são essenciais para o desenvolvimento de estratégias efetivas de controle, entre elas, a ecologia microbiana do solo, capacidade saprofítica de biocontroladores, competitividade biótica, produção massal de micro-organismos para aplicação no campo, identificação correta dos fitonematoides, sua distribuição e sobrevivência no solo, e a biologia da interação fungo-nematoide-planta. Alguns bionematicidas já foram formulados a partir de alguns desses fungos, entre os quais: *Paecilomyces lilacinus*, *Trichoderma harzianum* e *Pochonia chlamydosporia* (ASKARY, 2015).

### AGRADECIMENTOS

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de Pernambuco (FACEPE) pela Bolsa de Pós-Graduação (Doutorado) concedida à primeira autora e ao (Conselho

Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio à última autora (Proc. 307129/2015-2).

### REFERÊNCIAS

- AL-BANNA, L. et al. Discrimination of six *Pratylenchus* species using PCR and species specific. **Journal of Nematology**, College Park, v. 36, n. 2, p. 142-146, Jun. 2004.
- ASKARY, T. H. Nematophagous fungi as biocontrol agents of phytonematodes. In: ASKARY, T. H.; MARTINELLI, P. R. P. (Ed.) **Biocontrol agents of phytonematodes**, Wallingford: CAB International, 2015. p. 81-125.
- ASMUS, G. L. Ocorrência e manejo do nematoide reniforme em Mato Grosso do Sul. In: **TECNOLOGIA e produção: soja - milho 2008/2009**. 5. ed. Maracaju, MS: Fundação-MS, 2008. p. 123-125.



ASMUS, G. L.; ISEMBERG, K. Danos em algodoeiro associados ao nematoide reniforme *Rotylenchulus reniformis* em Mato Grosso do Sul. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 4., 2003, Goiânia. **Anais...** Campina Grande: Embrapa Algodão, 2003. CD-ROM.

ASMUS, G. L.; ISHIMI, C. M. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis* em solo cultivado com algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 44, n. 1, p. 51- 57, jan. 2009.

ASMUS, G. L.; LAMAS, F. M. Avaliação da tolerância de cultivares de algodoeiro ao nematoide reniforme. In: CONGRESSO BRASILEIRO DO ALGODÃO, 6., 2007, Uberlândia. **Resumos**. Uberlândia: ABRAPA, 2007. p. 118.

ASMUS, G. L. et al. Manejo de nematoides. In: FREIRE, E. C. (Ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Brasília, DF: Positiva, 2015. p.445-483.

BLOK, V. C.; POWERS, O. Biochemical and molecular identification. In: PERRY, R.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Ed.) **Root-knot nematodes**. Wallingford: CABI International, 2009. p. 98-118.

BRATHWAITE, C.W.D. Plant-parasitic nematodes associated with sugarcane in Barbados. **Plant Disease Reporter**, Washington, v. 60, n. 4, p. 294-295, 1976.

CHEN, S.; DICKSON, D. W. Biological control of nematodes by fungal antagonists. In: CHEN, Z. X.; CHEN, S. Y.; DICKSON, D. W. (Ed.). **Nematology: advances and perspectives**. Beijing: Tsinghua University Press; Cambridge: CABI Pub, 2004. v. 2, p. 979-1039.

CORDEIRO, M. C. R. et al. **Identificação molecular de nematoides das galhas, *Meloidogyne* spp.** Planaltina: Embrapa Cerrados. 2008.

DASGUPTA, D. R.; RASKI, D. J.; SHER, S. A. A revision of the genus *Rotylenchulus* Linford & Oliveira, 1949. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Washington, v. 35, n. 1, p. 169-92, 1968.

DASGUPTA, D. R.; SESHADRI, A. R. Races of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Lindford and Oliveira, 1940. **Indian Journal of Nematology**, New Dehi, v. 1, p. 21-24, 1971.

DIAS, W. P. et al. **Nematoides em soja: identificação e controle**. Londrina: Embrapa Soja, 2010.

FERRAZ, S.; SANTOS, M. A. Controle biológico de fitonematoides pelo uso de fungos. **Revisão Anual de Proteção de Plantas**, v. 3, p. 283-314, 1995.

FERRAZ, S. et al. **Manejo sustentável de fitonematoides**. 1. ed. Viçosa: Ed. da UFV, 2010.

GARDIANO, C. G.; KRZYZANOWSKI, A. A.; SAAB, O. J. G. A. Hospedabilidade de plantas melhoradoras de solo à *Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira (1940). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 79, n. 2, p. 313-317, 2012.

GERMANI, G. Caracteres mopho-biometriques de trois species ou est – africanes de *Rotylenchulus* Linford and Oliveira, 1940 (Nematoda – Tylenchida). **Revue de Nématologie**, Bondy, v. 1, n. 2, p. 241-25, 1978.

INSERRA, R.N. et al. **Weed hosts of *Rotylenchulus reniformis* in ornamental nurseries of Southern Florida**. Gainesville, FL: Florida Department of Agriculture and Consumer Services, 1989. (Nematology circular, n. 171)

JONES, J. T. et al. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v. 14, n. 9, p. 946–961, Dec. 2013.

KOENNING, S. R et al. Plant-parasitic nematodes attacking cotton in the United States: old and emerging production challenges. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 88, n. 2, p. 100-113, Feb. 2004.

LAWRENCE, G. W. et al. Population estimation of the reniform nematode using hyperspectral reflectance data and applications to variable rate nematicide applications. Proceedings of the National Beltwide Cotton Conference, National Cotton Council. Memphis TN 1. 2007.

LEHMAN, P.S.; INSERRA, R.N. Morphometric variation of *Rotylenchulus parvus* and *Rotylenchulus reniformis* populations in the southern United States. **Soil and Crop Science Society of Florida Proceedings**, Florida, v. 49, p. 220-226, 1990.

LINFORD, M. B.; OLIVEIRA, J. M. *Rotylenchulus reniformis* n. gen., n. sp., a nematode parasite of roots. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Washington, v. 7, n. 1, p. 35-42, 1940.

LIRA, V. L.; MOURA, R. M. *Pratylenchus coffeae* (Nematoda: Tylenchidae): um problema da agricultura nordestina. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica**, Recife, v. 10, p. 143-159, 2013.

LOPES, C. M. L.; PIMENTEL, R. R.; CARES, J. E. Gênero *Rotylenchulus*. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium, 2016. p.163-180.

LUCA, F. et al. Comparison of the sequences of the D3 expansion of the 26S ribosomal genes reveals different degrees of heterogeneity in different populations and species of *Pratylenchus* from the Mediterranean region. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 110, p. 949-957, 2004.

MCGAWLEY, E. C.; PONTIF, M. J.; OVERSTREET, C. Variation in reproduction and pathogenicity of geographic isolates of *Rotylenchulus reniformis* on cotton. **Nematropica**, Bradenton, Fla., v. 40, n. 2, p. 275-288, Dec. 2010.

MELO, C. L. P.; SANTOS, W. R.; ASMUS, G. L. Resistance of soybean genotypes to the reniform nematode in a controlled environment. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, MG, v. 13, n. 1, p. 23-32, Mar. 2013.

MOURA, R. M.; MARANHÃO, S. R. V. L.; GUIMARAES, L. M. P. Soursop, a new host of *Rotylenchulus reniformis*. **Fitopatologia Brasileira**, Campinas, SP, v. 30, n. 4, p. 437, 2005.

MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; GUIMARÃES, L. M. P. Nematoses de alta importância econômica da cultura do melão no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Campinas, SP, v. 27, p. 225, 2002.

MOURA, R. M.; SILVA, J. V. C. L.; LIRA, V. L. SP 70-1011: genótipo de cana-de-açúcar para uso em rotação de culturas no controle do nematoide reniforme. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica**, Recife, v. 13/14, p. 257-265, 2016-2017.

MOURA, R. M et al. O nanismo do coentro, uma nova doença causada pelo nematoide *Rotylenchulus reniformis*. **Nematologia Brasileira**, Campinas, SP, v. 21, n. 2, p. 13-22, 1997.

NUNES, H. T. **Agentes microbianos no controle de nematóides e fungos fitopatogênicos de soja e sua compatibilidade com agroquímicos**. 2008. 73 f. Tese (Doutorado em Microbiologia Agropecuária) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2008.

OLIVEIRA, C. M. G. Aplicação conjunta de técnicas moleculares e taxonomia clássica na resolução de problemas taxonômicas de nematoides. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 35, p. 58, 2010.

PALOMARES-RIUS, J. E. et al. Prevalence and molecular diversity of reniform nematodes of the genus *Rotylenchulus* (Nematoda: Rotylenchulinae) in the Mediterranean Basin. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 150, p. 439-455, 2017.

PIMENTEL, M. S.; PEIXOTO, A. R.; PAZ, C. D. Potencial de controle biológico de *Meloidoyne* utilizando fungos nematófagos e bactérias em cafeeiros. **Coffee Science**, Lavras, v. 4, n. 1, p. 84-92, jan./jun. 2009.

POWERS, T. Nematode molecular diagnostics: from bands to barcodes. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 42, n. 1, p. 367-383, 2004.

RAO, G. M. V. P.; GANGULY, S. Host preference of six geographical isolates of reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. **Indian Journal of Nematology**, New Delhi, v. 26, p. 19-22, 1996.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 28, n. 2, p. 331-338, 2006.

ROBERTS, D. et al. Diagnose molecular de nematoides parasitos de plantas. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium, 2016. p.281-324.

ROBINSON, A. F. et al. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. **Nematropica**, Bradenton, v. 27, n. 2, p. 127-180, 1997.

SINGH, N.; AZAM, M. F. Studies on the pathogenicity of three host races of *Rotylenchulus reniformis* on castor. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 45, n. 5, p. 522-525, 2012.

SOARES, P. L. M. Estudo do controle biológico de fitonematoides com fungos nematófagos. 2006. 252 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2006.

VADHERA, I.; BHATT, J.; SHUKLA, B. N. Prevalence of a new race of *Rotylenchulus reniformis* in Madhya Pradesh. **Journal of Mycological Plant Pathology**, New Delhi, v. 29, p. 32-134, 1999.

VAN DEN BERG, V. Morphological and molecular characterisation of one new and several known species of the reniform nematode, *Rotylenchulus* Linford & Oliveira, 1940 (Hoplolaimidae: Rotylenchulinae), and a phylogeny of the genus. **Nematology**, Leiden, v. 18, n. 1, p. 67-107, Jan. 2016.

ZHANG, Y. et al. Morphological and molecular characterization and host range of *Rotylenchulus reniformis* population occurring in Hangzhou, Zhejiang, China. **Acta Phytopathologica Sinica**, v. 41, n. 1, p. 37-43, 2011.