

CIRCULAR TÉCNICA

170

Nematoides em meloeiro sob cultivo protegido: ciclo, epidemiologia e manejo

Brasília, DF
Setembro, 2019

Jadir Borges Pinheiro
Raphael Augusto de Castro e Melo
Alexandre Augusto de Moraes



Nematoides em meloeiro sob cultivo protegido: ciclo, epidemiologia e manejo

Introdução

Nas últimas décadas, a área cultivada em ambiente protegido aumentou em todo o mundo (Castilla; Baeza, 2013). Essa forma de cultivo consiste em um conjunto de técnicas que possibilitam o controle de certas variáveis climáticas como temperatura, umidade do ar, radiação solar, vento e composição atmosférica. Esse controle se traduz em ganho de eficiência produtiva, reduz o efeito da sazonalidade, favorecendo a oferta mais equilibrada de alimentos ao longo dos meses, quando a produção ao ar livre se encontra limitada (Castilla, 2005; 2012). O calor acumulado dentro das estufas e a proteção contra intempéries como a chuva, viabilizam a produção de certas culturas fora de época, além de encurtar o ciclo de produção, o que fez com que sua adoção se expandisse rapidamente pelo mundo (Silva et al., 2014).

A maior parte dessas estruturas é destinada ao cultivo de hortaliças, com a China concentrando a maior área - 3.460.000 hectares (ha), subdivididos em 1.250.000 ha de estufas do tipo “solar” (20,23%); 2.200.000 ha de túneis plásticos (78,46%) e 10.000 ha de estufas geminadas do tipo teto em arco (0,29%) (Yang, 2011). Outra região que merece destaque é o Mediterrâneo e adjacências, com total de 353.451 ha, com destaque para a Espanha com 53.843 ha de estufas e Itália com 30.000 ha de túneis baixos, respectivamente nas regiões de Almeria e Ragusa (Leonardi; Di Pascale, 2009).

Jadir Borges Pinheiro

Engenheiro-agrônomo, doutor em Fitopatologia, pesquisador da Embrapa Hortalícias, Brasília, DF.

Raphael Augusto de Castro e Melo

Engenheiro-agrônomo, mestre. em Produção Vegetal, pesquisador da Embrapa Hortalícias, Brasília, DF.

Alexandre Augusto de Moraes

Engenheiro-agrônomo, doutor em Genética e Melhoramento de Plantas, pesquisador da Embrapa Hortalícias, Brasília, DF.

Todos esses números demonstram o enorme crescimento desse sistema no mundo e da indústria a ele associada. Apesar de ter uma área bastante inferior à dos países que lideram o ranking de cultivo protegido, o Brasil lidera a posição quando se compara com os países da América do Sul. Não há dados oficiais, mas o Comitê Brasileiro de Desenvolvimento e Aplicação de Plásticos na Agricultura (Cobapla) estima que o Brasil tenha 22 mil hectares de cultivo protegido (túneis e estufas), nos quais são produzidas hortaliças, flores e mudas (Silva et al., 2014). Mais da metade dessa área, cerca de 14 mil hectares, está localizada no estado de São Paulo (São Paulo, 2008). O meloeiro vem experimentando uma sensível expansão de cultivo em ambiente protegido, com predominância dos melões do grupo rendilhado com plantio geralmente realizado no solo (Pádua, 2001).

No Brasil essa cultura tem o potencial de se tornar tão importante em consumo, área plantada e valor econômico quanto outras hortaliças de fruto comumente cultivadas nesse sistema, tais como tomate, pimentão, entre outros. A produção em cultivo protegido é um sistema intensivo que permite ao agricultor colher de 18 a 30 toneladas por hectare em 90 dias (Cheng; Chu, 1999). Este sistema permite alta densidade de plantas (Figura 1), uma vez que as plantas fixas ocupam o espaço aéreo em vez de cobrir a superfície do solo, diferentemente do cultivo em campo (aberto). Sem contato com o solo, os frutos apresentam qualidade superior à produção convencional (Brandão Filho; Vasconcelos, 1998). Frutos dos tipos *cantaloupe*, *gália* e *orange*, conhecidos como melões nobres, são os mais cultivados nesse ambiente. Porém, na literatura há pouca informação sobre o tamanho da área plantada no país com esses melões, uma vez que a maior expressividade do plantio ocorre para o tipo amarelo. Os estados do Sul e Sudeste concentram a maior quantidade, caracterizado pelo crescimento nos últimos anos (Braz; Vargas, 2007).

Por ser realizado de forma intensiva e muitas vezes sem a rotação de culturas ou pousio, nessas áreas junto a outras espécies de hortaliças, o plantio de meloeiro tem sido acometido por diversas doenças (Müller; Vizzotto, 1999, Charlo et al., 2011), dentre as quais merecem destaque os nematoides. Esse importante patógeno, quando incidem em altas infestações, ocasionam danos e perdas significativas na cultura do meloeiro. Dentre as espécies constatadas na cultura do meloeiro destacam-se os nematoides-das-galhas, *Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*; o nematoide-reniforme, *Rotylenchulus reniformis*; e o nematoide-das-lesões-radiculares, *Pratylenchus brachyurus*.



Fotos: Alexandre Augusto de Moraes

Figura 1. Cultivo protegido de meloeiro com condução vertical das plantas em alta densidade.

Nesta Circular Técnica serão descritas as principais doenças ocasionadas pelos nematoides no sistema de cultivo protegido realizado em solo, ressaltando os principais locais de ocorrência, a gama de hospedeiros, bem como os sintomas ocasionados para a cultura do meloeiro. Além disso, as informações sobre o ciclo, a epidemiologia e métodos de manejo também serão discutidos.

Nematoide-das-galhas

Existem várias espécies de nematoides do gênero *Meloidogyne* associados às raízes do meloeiro, destacando-se: *M. javanica* (Treub) Chitwood, *M. hapla* Chitwood e *M. arenaria* (Neal) Chitwood. Entretanto, a espécie mais frequente que ocasiona maiores danos é *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, cujas perdas podem chegar até 100% da produção da cultura. Esta espécie é agente causal da doença conhecida como meloidoginose.

Ocorrência e hospedeiros

A enfermidade tem como agente causal o nematoide que apresenta como hábito de alimentação o endoparasitismo sedentário. Este patógeno é inerente de áreas tropicais e subtropicais. No Brasil, sua presença tem sido

constatada na maioria das áreas de cultivo de meloeiro, tais como o Vale do São Francisco e o Agropólo Assu-Mossoró (RN). As perdas oriundas do patógeno podem limitar a produção, atingindo patamares de até 100%. O nematoide possui ampla gama de hospedeiros, incluindo a espécie *Cucumis melo* e inúmeras plantas de interesse agrícola, tais como outras cucurbitáceas, solanáceas, leguminosas e outras plantas de interesse econômico.

Sintomatologia

O sintoma característico devido a infestação pelo nematoide é a presença de galhas nas raízes (Figura 2). As raízes das plantas infectadas aumentam em tamanho (hipertrofia) e quantidade (hiperplasia). Nas folhas observam-se os sintomas de amarelecimento e queda prematura. Enquanto que, as plantas infestadas apresentam tamanho desigual, entouceiradas, menos vigorosas e

Fotos: Jadir Borges Pinheiro

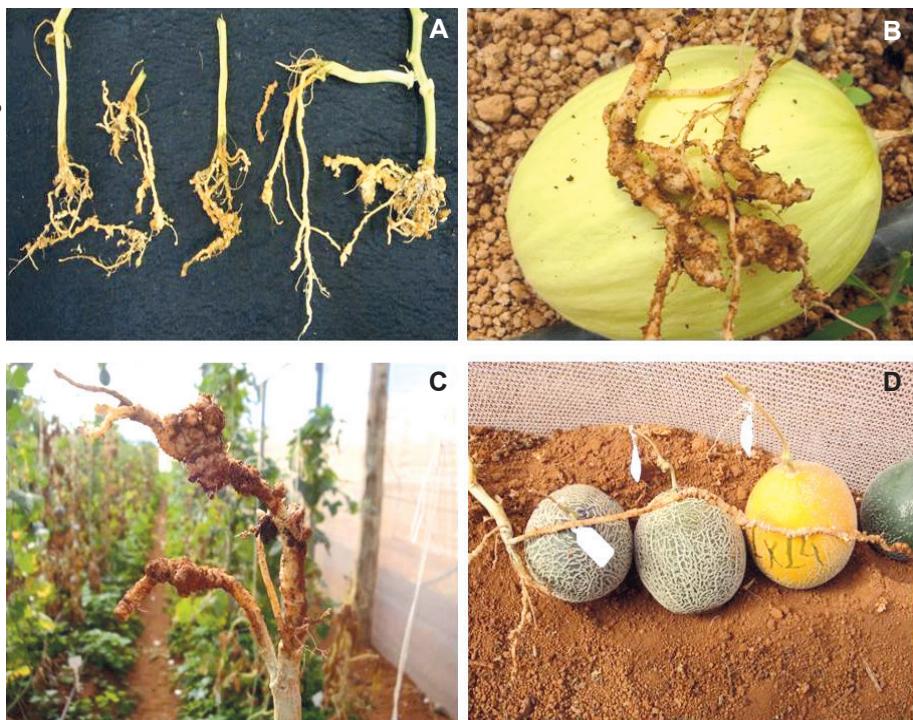


Figura 2. Sintomas em raízes de melão causados por *Meloidogyne javanica* em cultivo protegido: A e B - galhas em melão amarelo; C e D - galhas em raízes de melão rendilhado.

murcham nas horas mais quentes do dia. As folhas e frutos produzidos por plantas sintomáticas apresentam porte reduzido e redução na porcentagem de sacarose. No campo, as plantas infectadas ocorrem em reboleiras. Como resultado dos danos causados pelo nematoide, tem-se a redução na produção da cultura.

Os nematoides danificam as raízes e favorecem a penetração de fungos e de bactérias, que contribuem para o desenvolvimento de complexos de doenças. Ademais, os danos podem ser potencializados devido à presença de outros patógenos na área de cultivo. Por exemplo, a interação de *Didymella bryoniae* (Fuckel) Rehm com *Meloidogyne javanica* em áreas infestadas pelo nematoide-das-galhas na cultura do meloeiro causa seca na parte aérea das plantas (Figura 3).



Fotos: Jadir Borges Pinheiro

Figura 3. Sintomas em meloeiro causados pela interação entre *Didymella bryoniae* e *Meloidogyne javanica*.

Ciclo e Epidemiologia da doença

O nematoide-das-galhas apresenta atividade durante todo o ano em climas quentes e solos úmidos, já em climas mais frios o ciclo de vida é mais longo. As espécies do nematoide-das-galhas são parasitas obrigatórios de raízes e de caules subterrâneos. São móveis no solo, e os estádios de desenvolvimento vermiformes ou juvenis de segundo estádio (J2) são as formas de vida que infectam as raízes de meloeiro presentes no solo.

Ao penetrarem nas raízes, os juvenis movimentam-se para as proximidades dos vasos condutores e se tornam sedentários. Com o desenvolvimento no interior das raízes até a fase adulta, passam por sucessivas ecdises (troca de cutícula ou revestimento externo do corpo dos nematoides) e alterações na sua forma, passando da fase vermiforme para a forma referida como “salsicha” até se tornarem adultos. No caso das fêmeas apresentam formato de “cabaça” ou “piriforme”.

Enquanto os juvenis se desenvolvem, em resposta à introdução de substâncias produzidas pelas suas glândulas esofagianas nos tecidos das raízes da planta, ocorre aumento no tamanho e no número das células das raízes parasitadas, que resulta num engrossamento denominado de “galha”. Na fase adulta, o macho geralmente sai da raiz e não mais parasita a planta. Os machos adultos destes nematoides são vermiformes e não se alimentam. Já a fêmea continua seu desenvolvimento até assumir formato globoso e piriforme e, posteriormente, produz uma massa de ovos que, geralmente, permanece fora da raiz, com possibilidade de ser vista a olho nu.

Esta massa contém, em média, de 500 a 1.000 ovos envolvidos por uma substância gelatinosa que os protege contra dessecação e outras condições desfavoráveis. Em determinadas situações, como altas temperaturas e hospedeiro altamente suscetível, o número de ovos produzidos nesta massa pode ultrapassar a 2.000 unidades. Dentro de cada ovo vai ocorrer a formação do juvenil de primeiro estádio (J1), que sofre uma ecdise e se transforma em juvenil de segundo estádio (J2), ainda no interior do ovo. Este representa a forma infectiva que eclode do ovo, vai para o solo ou diretamente infecta outra raiz, passando por mais três ecdises até chegar a fase adulta, completando assim o ciclo em torno de 21 a 45 dias, a depender das condições climáticas e da espécie de nematoide envolvida, com possibilidades de ser completado em até 70 dias no inverno.

O nematoide-das-galhas movimenta-se a curta distância, aleatoriamente entre as partículas do solo, até encontrar o sistema radicular. A disseminação ocorre em condições adequadas de temperatura e umidade do solo. Os solos arenosos são os mais propícios para disseminação do nematoide. A disseminação a longa distância é realizado por meio da água de irrigação ou da chuva, do transporte de partículas de solo ou de raízes, ferramentas, máquinas e implementos agrícolas. A sobrevivência do nematoide-das-galhas ocorre no hospedeiro vivo, pois o mesmo é um parasita obrigatório. Entretanto, na ausência do hospedeiro, o patógeno pode sobreviver na forma de ovos e juvenis que se encontram no solo ou em raízes de plantas daninhas ou plantas remanescentes da cultura. Como exemplo de plantas daninhas hospedeiras do nematoide-das-galhas pode-se destacar: maria pretinha (*Solanum americanum* Mill), joá-de-capote (*Nicandra physaloides* (L.) Gaertn), falsa-serralha (*Emilia fosbergii* Nicolson), juá bravo (*Solanum sisymbriifolium* Lam.), caruru (*Amaranthus hybridus* L.), arrebenta cavalo (*Solanum aculeatissimum* Jacq.), melão-de-são-caetano (*Momordica charantia* L.), entre outras. O ciclo de vida do nematoide-das-galhas encontra-se representado na Figura 4.

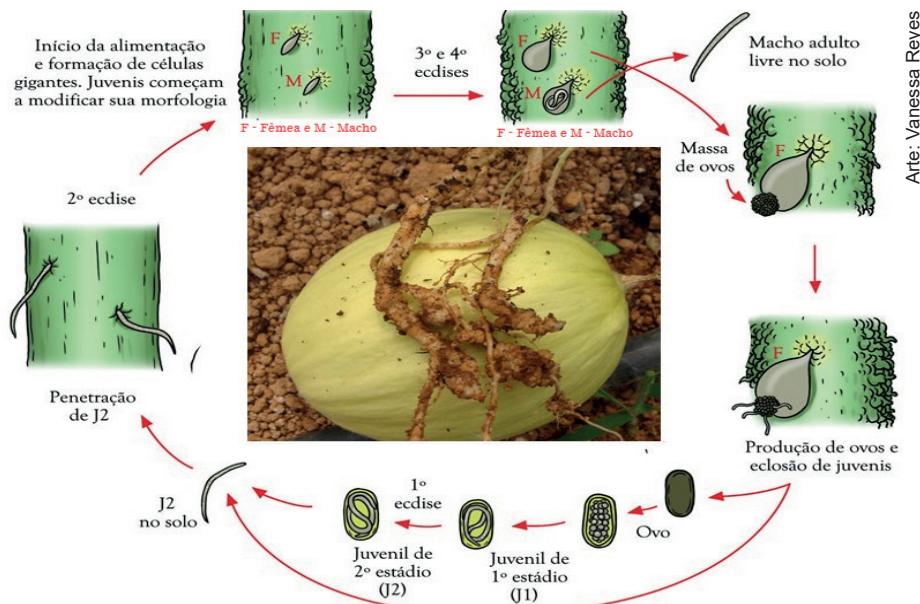


Figura 4. Ciclo de vida do nematoide-das-galhas em raízes meloeiro.

Manejo da doença

O manejo do nematoide-das-galhas é muito difícil de ser conduzido e sua erradicação é praticamente impossível. O patógeno apresenta uma ampla gama de hospedeiros, alta diversidade genética e se disseminam muito facilmente na lavoura. Sendo assim, a adoção de diferentes medidas de manejo integradas deve ser a estratégia empregada para que a população do nematoide-das-galhas mantenha-se abaixo dos níveis de dano econômico. Para um manejo mais eficiente do patógeno devem-se adotar principalmente a prevenção. As medidas preventivas mais eficientes consistem em impedir a entrada do nematoide-das-galhas em áreas de cultivo do meloeiro, selecionar as áreas para plantio livres do patógeno e principalmente utilizar mudas sadias. Outras medidas de manejo para o nematoide-das-galhas incluem o alqueive com aração profunda e gradagens sucessivas, pousio, eliminação de restos culturais, limpeza das ferramentas, máquinas e implementos agrícolas, plantio de plantas antagonistas, rotação de culturas, controle biológico e o uso do controle químico em último caso. Entretanto, a rotação de culturas, para o manejo do nematoide-das-galhas é atividade bastante complicada, exceto quando se utiliza plantas não hospedeiras, como as gramíneas (cultivares de milho e milheto resistentes e braquiárias). Deve-se ressaltar que, até o momento, não existem cultivares comerciais resistentes de meloeiro, ao nematoide.

O plantio de plantas antagonistas causa redução dos níveis populacionais de nematoídeos. Crotalárias (*Crotalaria spectabilis* Roth), *Crotalaria juncea* L., cravo de defunto (*Tagetes patula* L.) *Tagetes minuta* L., *Tagetes erecta* L. e mucunas [*Mucuna aterrima* (Piper & Tracy) Holland] são exemplos de plantas antagonistas que são utilizadas com sucesso no controle de nematoídeos. Merece destaque o fato de que a mucuna-preta [*Mucuna aterrima* (Piper & Tracy) Holland] tem comprovada eficácia para *M. incognita*, mas não para *M. javanica*. Para o controle das espécies de *Pratylenchus* as opções são menores. Neste caso, indica-se apenas o plantio de *Crotalaria spectabilis* Roth e de cravo-de-defunto.

As plantas antagonistas podem permitir a invasão de nematoídeos, porém não permitem seu desenvolvimento até a fase adulta. É o caso das crotalárias, que num primeiro momento funcionam como hospedeiras, atraindo os nematoídeos

para as raízes; entretanto, numa segunda fase, oferecem repelência aos nematoides que penetram ou que estão nas proximidades das raízes. Assim, não ocorre a formação das células gigantes ou células nutridoras (células responsáveis pela alimentação dos nematoides, formadas após a penetração e estabelecimento do sítio de infecção), com inibição do desenvolvimento de juvenis. As crotalárias produzem substâncias tóxicas, como a monocrotalina, que inibe o movimento dos juvenis. No caso das crotalárias, é recomendável seu cultivo até aproximadamente 80 dias seguidos da incorporação da massa verde, pois se deve evitar o início da floração para não dificultar o processo de decomposição pela formação de alto volume de materiais fibrosos.

No caso do cravo de defunto, ocorre liberação de exsudatos radiculares, que possuem ação tóxica sobre os nematoides. As plantas antagonistas, crotalárias e mucunas, podem ser utilizadas como cultura de cobertura ou serem incorporadas ao solo na forma de adubo verde, com melhoria também nas condições físicas e químicas do solo por torná-lo mais friável e descompactado estruturalmente, e pela incorporação de fertilizantes naturais. Apesar do seu potencial efeito nematicida, o cravo de defunto não constitui um adubo verde e as sementes são adquiridas em envelopes com pequenas quantidades. Portanto, em determinadas situações, principalmente para pequenas áreas contaminadas, seu uso pode ser viável.

Outra possibilidade é o uso de enxertia como um método de controle do nematoide-das-galhas. Cultivares de melão enxertadas em porta-enxertos de cucurbitáceas resistentes a nematoides é considerada uma prática alternativa de manejo do nematoide-das-galhas (Thies et al., 2010; Ito et al., 2014). O interesse por esta técnica vem crescendo no mundo, pois além das vantagens de resistência e/ou tolerância a altas e baixas temperaturas e nematoides, determinados porta-enxertos também minimizam a absorção de resíduos agroquímicos indesejáveis (Kubota et al., 2008; Lee et al., 2010). Abóboras híbridas (*Cucurbita maxima* Duchesne × *Cucurbita moschata* Duchesne) são amplamente utilizadas como porta-enxertos de melão (Davis et al., 2010), sendo altamente resistentes à murcha de fusário, verticílio e crestamento gomoso (Guan et al., 2012; Louws; Rivard; Kubota, 2010). No entanto, são suscetíveis aos nematoides-das-galhas e podem ter efeitos adversos na qualidade dos frutos de algumas cultivares de melão (Davis et al., 2008; Sakata; Ohara; Sugiyama, 2008). Dessa forma, quando da utilização

de mudas enxertadas, para o investimento realizado ter retorno financeiro, o porta-enxerto não deve possuir apenas resistência, mas também deve ter compatibilidade, mantendo a produtividade e as características da cultivar utilizada como enxerto (Jang et al., 2012; Guan; Zhao, 2014).

O controle químico da meloidoginose deve ser realizado com produtos químicos registrados pelo MAPA, com os ingredientes ativos abamectina (avermectina) e fenamifós. Com relação ao controle biológico, vários organismos presentes no solo são parasitas de nematoides, com ênfase para os fungos e bactérias, que são os mais promissores organismos de utilização no controle biológico. Existem fungos que produzem armadilhas para capturarem os nematoides, denominados de fungos predadores. A bactéria *Pasteuria penetrans* é um parasita obrigatório de várias espécies de *Meloidogyne*. Produtos biológicos estão em fase de registro e têm sido avaliados por empresas junto aos agricultores como tecnologia incremental na integração das medidas de controle de nematoides em áreas com cultivos de meloeiro, sendo uma alternativa futura.

O uso de cultivares de meloeiro resistentes aos nematoides também faz parte da estratégia de controle. Contudo os estudos de melhoramento visando esses organismos ainda são incipientes no Brasil.

Nematoide-reniforme (*Rotylenchulus reniformis*)

Rotylenchulus reniformis Linford & Oliveira, conhecido vulgarmente pelo nome de nematoide-reniforme devido ao aspecto morfológico que a fêmea possui quando adulta na forma de um ‘rim’, é um nematoide que apresenta importância para a cultura do meloeiro.

Ocorrência e hospedeiros

A doença é causada pelo nematoide *R. reniformis*. O patógeno tem ampla distribuição geográfica, ocorrendo em regiões tropicais e subtropicais. No Brasil, o primeiro registro do nematoide foi realizado em áreas produtoras do Rio Grande do Norte por Moura et al. (2002). O nematoide -reniforme apresenta ampla gama de hospedeiros. Além do meloeiro, o mesmo tem sido

constatado infectando culturas como o caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp], feijão-guandu [*Cajanus cajan* (L.) Millsp], banana (*Musa paradisiaca* L.), abacaxi (*Ananas comosus* L.), algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L), mamona (*Ricinus communis* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), abóbora e abobrinhas (*Cucurbita moschata* Duchesne), melancia [*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai], batata-doce [*Ipomoea batatas* (L.) Lam.], coentro (*Coriandrum sativum* L.), quiabo [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench] soja [*Glycine max* (L.) Merril] maracujá (*Passiflora edulis* Sims), maxixe (*Cucumis anguria* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.) e plantas daninhas pertencentes a família das Malvaceae e das Cucurbitáceas.

Sintomatologia

O nematoide-reniforme ocasiona danos no sistema radicular, interferindo na absorção de nutrientes da planta. Plantas altamente infectadas com sistemas radiculares pobres desenvolvem sintomas de deficiência de nitrogênio, potássio, manganês e outros nutrientes devido à absorção limitada pelas raízes. Além disso, as plantas infectadas apresentam crescimento reduzido, amarelecimento na folhagem e murcha sob estresse hídrico. No campo, observam-se áreas com plantas cloróticas e com manchas irregulares. A consequência dos danos provocados pelo nematoide é a redução no rendimento e qualidade dos frutos de melão.

Ciclo e epidemiologia da doença

A fêmea de *R. reniformis* é uma ectoparasita sedentária, que parasita a superfície externa das raízes do meloeiro. Todas as formas de vida de *R. reniformis* como juvenis, machos e fêmeas imaturas sobrevivem no solo. O macho é de pequeno porte e não é parasita as raízes. Juvenis eclodem do ovo e, em seguida, na forma de J2, movimentam-se no solo e, sofrem mais três ecdises antes de se alimentarem. Depois da última ecdise, fêmeas imaturas vermiiformes encontram as raízes e as parasitam. Com o passar do tempo, o corpo da fêmea incha e fica com o formato de um rim. Inicialmente, durante a penetração, as fêmeas imaturas causam destruição de células da epiderme, resultando em lesões necróticas pequenas. Com a movimentação da sua região anterior através do parênquima cortical, ocorre a morte de células e a

fêmea imatura alcança a endoderme e pericílio onde estabelece seu sítio de infecção no floema. Entre 5 a 10 células do tecido das raízes ao redor da sua região anterior ('cabeça') são atingidas por substâncias que são produzidas pelas suas glândulas esofagianas. A fêmea permanece no sítio de alimentação até tornar-se uma fêmea adulta. Com o passar do tempo ocorre necrose do floema e colapso da região do córtex, ocorrendo, desta maneira, crescimento reduzido do sistema radicular e consequente redução no crescimento das plantas. A fêmea deposita em média 50 a 100 ovos em uma mucilagem que fica presa a sua região posterior, externamente à raiz. O ciclo de vida de ovo a ovo é completado aproximadamente de 24 a 29 dias, dependendo da espécie hospedeira, tipo de solo e condições ambientais, como temperatura do solo e umidade (Figura 5). Estágios móveis de *R. reniformis* podem sobreviver no solo por pelo menos seis meses em temperaturas variando de -4 a 25°.

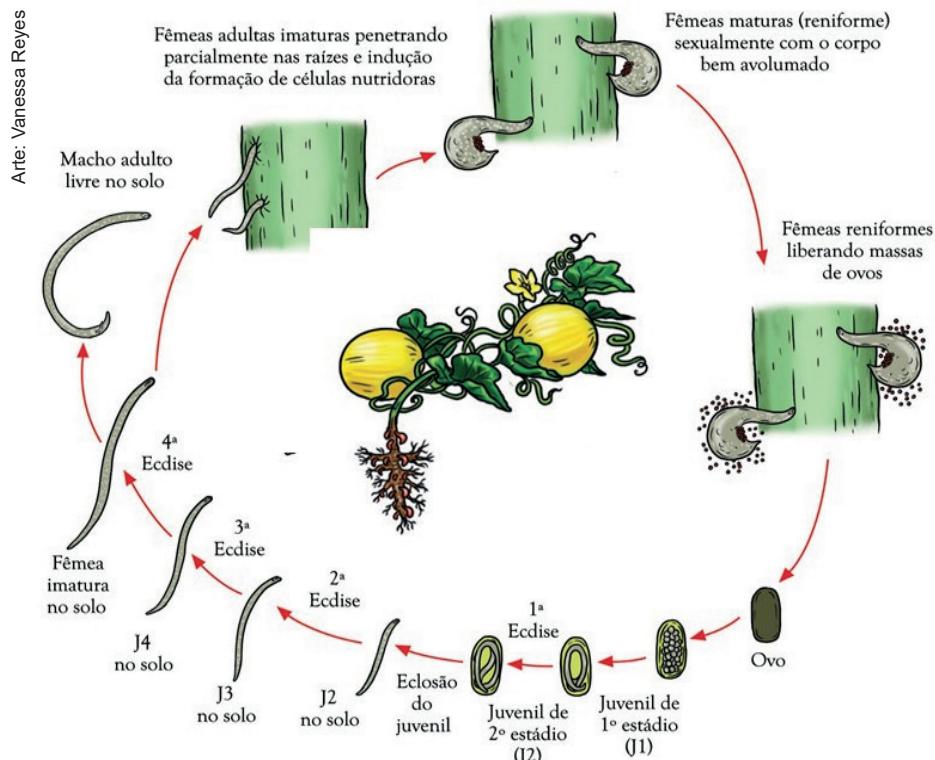


Figura 5. Ciclo de vida do nematoide-reniforme em meloeiro.

Manejo da doença

O manejo do nematoide-reniforme é bastante difícil, pois este patógeno é capaz de persistir por longos períodos no solo sem a presença do hospedeiro. Dessa forma, medidas como o pousio ou alqueive não são recomendadas para o controle do nematoide. Apesar da ampla gama de hospedeiros, a rotação de culturas é medida interessante para o manejo de *R. reniformis*. Plantas não hospedeiras, como crotalarias e cravo de defunto, quando incorporadas em esquemas de rotação no sistema de cultivo de meloeiro, podem auxiliar na redução dos níveis populacionais desse patógeno. A adoção de cultivares resistentes é a medida mais viável, econômica e ambientalmente segura para controle de nematozes, no entanto, até o momento ainda não foram identificadas cultivares comerciais resistentes de meloeiro ao nematoide-reniforme. Há relato de um genótipo de melancia com baixo fator de reprodução do nematoide-reniforme. Como a melancia também é uma cultura produzida em regiões tradicionais de cultivo de melão, utilizá-la em rotação nas áreas de ocorrência desse nematoide poderia ser uma alternativa. Porém, há a ocorrência de outros problemas fitossanitários comuns as duas culturas e não foram realizados até o momento estudos em campo para avaliar o desempenho do genótipo de melancia supramencionado, de nome “Sugar Baby” (Torres et al., 2005) tanto em solo altamente infestado ou como porta-enxerto. Com relação ao controle químico, até o momento, não existem nematicidas registrados no MAPA para o manejo do nematoide-reniforme em plantios de meloeiro.

Nematoide-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus brachyurus*)

É um nematoide que ocasiona também importantes reduções no rendimento do meloeiro associados a perdas em produtividade. Como exemplo, no país fronteiriço, a Venezuela, *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven teve o valor máximo de população em solo (52 exemplares por 100 cm³ de solo) no cultivo de meloeiro (Naveda et al., 1999), sendo considerado um risco pelo potencial de causar danos consideráveis nessa espécie e outras cucurbitáceas.

Ocorrência e hospedeiros

A doença é ocasionada pelo nematoide endoparasita migrador *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven. O primeiro relato da ocorrência em condições naturais de campo no Brasil do nematoide-das-lesões-radiculares em meloeiro foi na região do Pólo Assu-Mossoró. Mais de 300 plantas de diferentes famílias botânicas já foram relatadas como hospedeiras de *Pratylenchus* spp. O nematoide-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus* spp.) tem sido relatado causando danos severos em diversas culturas de importância econômica, como quiabo [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.], abacaxi [*Ananas comosus* (L.) Merr.], soja [*Glycine max* (L.) Merrill], feijão [*Phaseolus vulgaris* (L.)], algodão [*Gossypium hirsutum* (L.)], milho [*Zea mays* (L.)], especialmente na região do Cerrado.

Sintomatologia

Os sintomas causados por nematoides do gênero *Pratylenchus* não são específicos, podendo ser facilmente confundidos com os causados por outros patógenos ou deficiências nutricionais. Entretanto, o principal sintoma é a presença de intensas lesões escuras (necróticas) nas raízes e radicelas das plantas parasitadas.

As plantas doentes normalmente se manifestam em reboleiras na lavoura. Fungos e bactérias podem penetrar nessas lesões, potencializando os danos nas raízes e, consequentemente, causando apodrecimento. Além disso, podem apresentar atraso no desenvolvimento, com drástica redução de crescimento em relação às demais. Na parte aérea verifica-se crescimento atrofiado e presença de folhas cloróticas. Como resultado da infecção pelo patógeno observa-se a redução no rendimento do meloeiro.

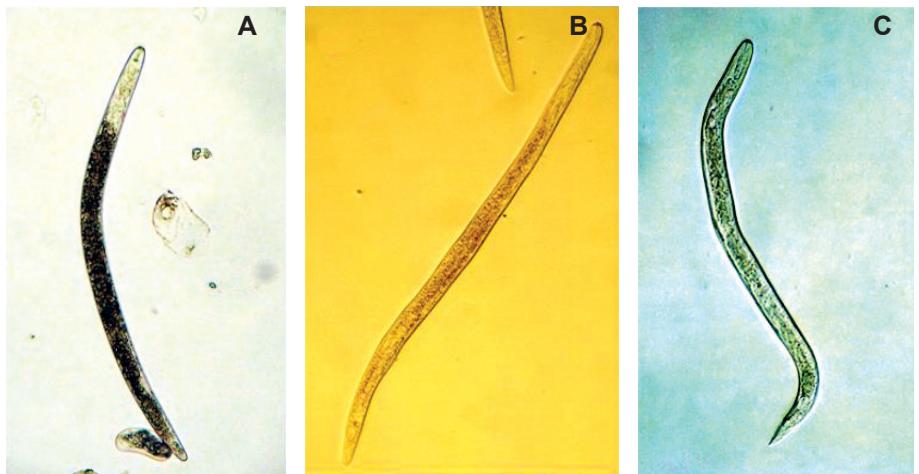
Ciclo e epidemiologia da doença

Atualmente, existem mais de 70 espécies de *Pratylenchus* distribuídas mundialmente com parasitismo em diferentes culturas. Essas espécies apresentam uma ampla gama de hospedeiros e distribuição generalizada nas diversas regiões de clima tropical, subtropical e temperado. A intensificação

dos cultivos e o plantio em extensas áreas no país, a ausência de rotação de culturas e a rotação ou sucessão de plantas hospedeiras nas mais diferentes culturas de importância econômica vêm elevando a sua importância nos últimos anos.

São endoparasitas migradores que causam danos nas raízes devido à alimentação, movimentação ativa e liberação de enzimas e toxinas no córtex radicular. A primeira ecdisse de *Pratylenchus* ocorre dentro do ovo, de onde sai o juvenil de segundo estádio. Todos os estádios de desenvolvimento são ativos e vermiformes (Figura 6), podendo penetrar nas raízes de meloeiro, onde migram continuamente nos tecidos intra e intercelular e se reproduzem chegando a alcançar altos níveis populacionais.

Nematoides do gênero *Pratylenchus* permanecem migradores durante todo o ciclo de vida e se movimentam ativamente no solo até encontrar as raízes de meloeiro, onde penetram e migram no córtex radicular, podendo retornar ao solo. As fêmeas depositam seus ovos isoladamente ou em grupos no solo ou nas raízes. Cada fêmea produz, em média, cerca de 80 a 150 ovos durante toda a vida.



Fotos: Jadir Borges Pinheiro

Figura 6. Nematodo-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus* spp.): A - juvenil; B - fêmea e C - macho.

Os danos causados por espécies do gênero *Pratylenchus* são distintos quando comparados com aqueles causados pelos nematoides-das-galhas, basicamente devido às diferenças nos seus ciclos de vida. Os níveis de danos são bastante variáveis e dependem fortemente da espécie de *Pratylenchus*, da planta hospedeira, tipo de solo, manejo adotado pelo produtor, condições climáticas da região, entre outros.

Dependendo das condições ambientais, o ciclo de vida de *Pratylenchus* varia de três a quatro semanas. Este tempo varia em função da temperatura, umidade, hospedeira e também da espécie de *Pratylenchus*. Centenas de plantas daninhas são hospedeiras dos nematoides-das-lesões-radiculares, principalmente dentro da família das gramíneas, que podem contribuir para manutenção e aumento dos níveis populacionais no campo.

Um dos principais fatores responsáveis pela distribuição e disseminação de nematoides do gênero *Pratylenchus* é a textura do solo. Solos com textura arenosa ou média geralmente favorecem a maioria das espécies do gênero. Outro fator que favorece o ciclo de vida do nematoide-das-lesões-radiculares é a umidade do solo, onde 70% a 80% da capacidade de campo representam condição ótima para várias atividades do nematoide.

Manejo da doença

O controle do patógeno deve ser realizado mediante a integração de várias práticas preventivas, de modo a evitar a entrada do nematoide na área, e de controle visando a redução dos níveis populacionais dos nematoides em áreas já infestadas, pois uma vez infestada é impossível a erradicar o patógeno da área. Dessa forma, como medida preventiva para o manejo de *Pratylenchus*, recomenda-se o plantio em área livre do patógeno, cuja sanidade pode ser confirmada mediante a análise do solo e a utilização de mudas sadias.

Em relação a rotação de culturas, existem poucas opções de espécies para essa prática devido sua ampla gama de hospedeiros. As crotalárias, especialmente *Crotalaria spectabilis*, constituem boas opções para o uso em rotação de culturas, pois reduzem os níveis populacionais do nematoide após um ciclo de cultivo.

É importante mencionar que a ocorrência concomitante em uma mesma área do nematoide-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus brachyurus*) e do nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.) dificulta em muito o manejo cultural, em relação à rotação de culturas, visto que ambos os gêneros são polífagos. Além disso, *Pratylenchus*, alimenta-se preferencialmente em gramíneas, principalmente milho e milheto, o que dificulta o manejo cultural, visto que a recomendação de rotação de culturas para *Meloidogyne* prioriza a utilização de espécies desta família.

Para áreas sabidamente infectadas, recomenda-se o alqueive, que consiste em manter o solo sem plantas hospedeiras ou qualquer tipo de vegetação, com revolvimento do solo por meio de aração ou gradagem em intervalos de 15 a 20 dias por dois meses. Até o presente momento não há na literatura menção do uso de enxertia como alternativa para manejo do nematoide-das-lesões-radiculares. Vale ressaltar que o excesso de adubação nitrogenada e de irrigação podem aumentar os danos de *Pratylenchus*. Esses insumos quando utilizados ou manejados de forma adequada favorecem antagonistas e liberam substâncias tóxicas no solo (Rodríguez-Kábana, 1986)

Amostragem para diagnóstico de nematoides

O diagnóstico da espécie de nematoide envolvida na cultura do meloeiro é feito pela análise de amostras de terra e raízes em laboratório especializado, visando conhecer as densidades populacionais destes organismos no solo, na fase de pré-plantio e em fases posteriores de desenvolvimento da cultura. Com isso, pode-se preventivamente reduzir os prejuízos, antes do plantio, bem como amenizar as perdas em caso do nematoide já estar instalado na lavoura.

Na coleta de amostras para análise, pequenas porções de solo e algumas raízes deverão compor cada amostra simples. Recomenda-se coletar em torno de 15-20 amostras simples (subamostras) por hectare. À medida em que se caminha em zig-zag pela área suspeita, as subamostras de solo deverão ser coletadas em profundidade de 20-30 cm e homogeneizadas posteriormente. Em seguida a amostra composta é formada acondicionando-se em saco de polietileno cerca de 400-500g de solo homogeneizado e 200-

300 gramas de raízes coletadas aleatoriamente. A amostra composta deve então ser identificada e enviada para um laboratório especializado. Para áreas extensas e irregulares, é recomendável sua divisão em quadrantes e retirar uma amostra composta por quadrante. Caso não seja possível enviar as amostras no mesmo dia, estas devem ser guardadas em ambiente entre 10°C e 15°C, ou deixadas à sombra para que não ocorra o ressecamento, o que dificulta o correto diagnóstico em laboratório.

Considerações Finais

É importante salientar que a utilização de apenas uma medida de controle dificilmente trará resultados satisfatórios, sendo recomendada a integração das diferentes formas de manejo mencionadas. Dessa forma, o conjunto dessas práticas pode permitir a longevidade da produção em ambiente protegido, de forma sustentável, trazendo vantagens ao produtor de melão tais como boas produtividades, diminuição de custos e menor contaminação ambiental.

Referências

- BRANDÃO FILHO, J. U. T.; VASCONCELLOS, M. A. S. A cultura do meloeiro. In: GOTO, R.; TIVELLI, S.W. **Produção de hortaliças em ambiente protegido:** condições subtropicais. São Paulo: Fundação Editora da UNESP, 1998. p.161-194.
- BRAZ, L. T.; VARGAS, P. F. **Tecnologia da produção de melão rendilhado em ambiente protegido.** 2007. Disponível em: <<http://www.abhorticultura.com.br/eventosx/ViewTrabalho.aspx?idtrabalho=1341&idevento=1&tipo=PALESTRAS>>. Acesso em: 08 de dez. 2014.
- CASTILLA, N. **Invernaderos de plástico – tecnología y manejo.** Madrid: Ediciones Mundial Prensa, 2005. 462 p.
- CASTILLA, N. **Greenhouse technology and management.** Wallingford: CABI International. 2012. 360 p.
- CASTILLA, N.; BAEZA, E. Greenhouse site selection. In: FAO: **Good agricultural practices for greenhouse vegetable crops:** principles for mediterranean climate areas, Rome, 2013. p. 21-33. (Plant Production and Protection Paper 217). Disponível em: < <http://www.fao.org/3/a-i3284e.pdf>>. Acesso em: 22 dez. 2018.
- SÃO PAULO (Estado). Secretaria de Agricultura e Abastecimento. Coordenadoria de Assistência Técnica Integral. Instituto de Economia Agrícola. **Levantamento censitário de unidades de produção agrícola do Estado de São Paulo - LUPA 2007/2008.** São Paulo: SAA/CATI/IEA, 2008. Disponível em: <<http://www.cati.sp.gov.br/projetolupa>>. Acesso em: 10 maio 2015.

CHENG, S. S.; CHU, E. Y. **Cultura do meloeiro em região tropical chuvosa**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1999. 44 p. (Embrapa Amazônia Oriental. Circular técnica, 6). Disponível em: <<http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/377487>>. Acesso em: 20 dez. 2018.

DAVIS, A. R.; PERKINS-VEAZIE, P.; SAKATA, Y.; LÓPEZ-GALARZA, S.; MAROTO, J. V.; LEE, S. G.; HUH, Y. C.; Z. SUN, MIGUEL, A.; KING, S. R., COHEN, R., LEE, J. M.. Cucurbit grafting. **Critical Reviews in Plant Sciences**, v. 27, p. 50–74, 2008.

GUAN, W.; ZHAO, X.; HASSELL, R.; THIES, J. Defense mechanisms involved in disease resistance of grafted vegetables. **HortScience**, v. 47, p. 167–170, 2012.

GUAN, W.; ZHAO, X. **Techniques for Melon Grafting**. Florida: Horticultural Sciences Department, University of Florida, 2014. 5 p. (Florida Document, HS1257). Disponível em: <<https://www.southernsare.org/Educational-Resources/SARE-Project-Products/Fact-Sheets/Techniques-for-Melon-Grafting>>. Acesso em: 26 fev. 2018.

ITO, L. A.; GAION, L. A.; GALATTI, F. S.; BRAZ, L. T; SANTOS, J. M. Resistência de porta-enxertos de cucurbitáceas a nematóides e compatibilidade daenxertia em melão. **Horticultura Brasileira**, v. 32, p. 297-302. 2014.

JANG, Y.; YANG, E.; CHO, M.; UM, Y.; KO, K.; CHUN, C. Effect of grafting on growth and incidence of Phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annuum* L.). **Horticulture Environmental Biotechnology**, v. 53, p. 9-19. 2012.

KUBOTA, C.; MC CLURE, M. A.; KOKALLISBURELLE, N.; BAUSHER, M. G.; ROSSKOPF, E. N. Vegetable grafting: History, use, and current technology status in North America. **Hortscience**, v. 43, p. 1664-1669, 2008.

LEE, J. M.; KUBOTA, C.; TSAO, S. J.; BIE, Z.; HOYOS ECHEVARRIA, P.; MORRA, L.; ODA, M.. Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. **Scientia Horticulturae**, v. 127, p. 93–105, 2010.

LEONARDI, C.; DE PASCALE, S. **Greenhouse Production Systems in the Mediterranean area**. 2009. Disponível em: <<http://docplayer.net/36250779-Greenhouse-production-systems-in-mediterranean-area.html>>. Acesso em 10 de maio de 2015.

LOUWS, F. J.; RIVARD, C. L.; KUBOTA, C. Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. **Scientia Horticulturae**, v. 127, p.127–146. 2010.

MÜLLER, J. J. V.; VIZZOTTO, V. J. Manejo do solo para a produção de hortaliças em ambiente protegido. **Informe Agropecuário**, v. 20, n. 200/201, p. 32-35, 1999.

NAVEDA, I.; CROZZOLI, R.; GRECO, N.; ZAMBRANO, B. Nematodos fitoparasiticos asociados com cucurbitaceas en La Peninsula de Paraguana, Estado Falcon, Venezuela. **Fitopatología Venezolana**, v. 12, n. 1, p. 14-17, 1999.

PÁDUA, J. G. **Cultivo protegido de melão rendilhado em duas épocas de plantio**. 2001. 108 f. Tese (Doutorado). Faculdade de Ciencias Agrárias e Veterinária. Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, Jaboticabal.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. **Journal of nematology**, v. 18, n. 2, p. 129-34. 1986.

SAKATA, Y., OHARA, T.; SUGIYAMA, M. The history of melon and cucumber grafting in Japan. **Acta Horticulturae**, v. 767, p. 217–228. 2008.

SILVA, B. A.; SILVA, A. R.; PAGLIUCA, L. G. Cultivo protegido x campo aberto. **Revista Hortifrut Brasil**, v. 12, n. 132, p. 10-18. 2014.

TORRES, G. R. C.; PEDROSA, E. M. R.; SIQUEIRA, K. M. S.; MOURA, R. M. Response of cucurbit species to *Rotylenchulus reniformis*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, p. 85-87, 2005.

VIANA, F. M. P.; NOGUEIRA, E. M. C.; FERRARI, J. T.; SANTOS, A. A. Doenças do meloeiro. In: FREIRE, F. das C. O.; CARDOSO, J. E.; VIANA, F. M. P. (Ed.). **Doenças de fruteiras tropicais de interesse agroindustrial**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2003. p. 108-143..

VIANA, F. M. P.; SANTOS, A. A. dos; FREIRE, F. das C. O.; CARDOSO, F. E.; VIDAL, J. C. **Recomendações para o controle das principais doenças que afetam a cultura do melão na Região Nordeste**. Fortaleza: Embrapa Agroindustria Tropical, 2001. 22 p. (Embrapa Agroindustria Tropical. Circular técnica, 12). Disponível em: <<http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/425112>>. Acesso em: 22 dez. 2018.

YANG, Q. **Greenhouse construction and equipment**. 2011. Disponível em: <<http://www.cardi.org/blog/protected-agriculture-lecture>>. Acesso em 10 de maio de 2015.

THIES, J. A.; ARISS J. J.; HASSELL R. L.; OLSEN, S.; KOUSIK, C. S; LEVI, A. Grafting for management of southern root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, in watermelon. **Plant Disease**, v. 94, p. 1195-1199, 2010.

Exemplares desta publicação
podem ser adquiridos na:

Embrapa Hortaliças
Rodovia BR-060,
trecho Brasília-Anápolis, km 9
Caixa Postal 218
Brasília-DF
CEP 70.351-970
Fone: (61) 3385.9000
Fax: (61) 3556.5744
www.embrapa.br/fale-conosco/sac
www.embrapa.br

1^a edição
1^a impressão (2019): 1.000 exemplares



MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO



Comitê Local de Publicações
da Embrapa Hortaliças

Presidente

Henrique Martins Gianvecchio Carvalho

Editora Técnica

Flávia M. V. T. Clemente

Secretária

Clidinea Inez do Nascimento

Membros

Geovani Bernardo Amaro

Lucimeire Pilon

Raphael Augusto de Castro e Melo

Carlos Alberto Lopes

Marçal Henrique Amici Jorge

Alexandre Augusto de Moraes

Giovani Olegário da Silva

Francisco Herbeth Costa dos Santos

Caroline Jácrome Costa

Iriani Rodrigues Maldonade

Francisco Vilela Resende

Italo Moraes Rocha Guedes

Supervisor Editorial

George James

Normalização Bibliográfica

Antonia Veras de Souza

Tratamento de ilustrações

André L. Garcia

Projeto gráfico da coleção

Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica

André L. Garcia

Foto da capa

Jadir Borges Pinheiro

CGPE 15496