



GUIA TÉCNICO

Amostragem de Nematoides

Coleta, acondicionamento e envio de amostras
para análise nematológica

Recomendações para culturas anuais, perenes e fruteiras

Última revisão: julho de 2026



LAMAM

Laboratório Mineiro de Análises Agrícolas e Microbiológicas
Análise nematológica de solo e raízes

Por que a amostragem é decisiva

A confiabilidade de uma análise nematológica depende, antes de tudo, da qualidade da amostra. Nematoides têm distribuição agregada (em reboleiras) e estão associados às raízes; uma coleta mal planejada ou mal acondicionada pode subestimar a população, matar os espécimes ou inviabilizar a identificação. Este guia reúne as recomendações para coletar, acondicionar, identificar e enviar amostras de solo e raízes ao LAMAM, com as particularidades de cada cultura.

● Princípio geral

- Sempre que possível, colete **solo e raízes**: muitos gêneros só são detectados nas raízes.
- Amostre na **umidade natural** do solo, evitando encharcamento ou ressecamento.
- Trabalhe por **talhões homogêneos** (mesmo solo, cultura e histórico).

1. Planejamento e estratégia de amostragem

O talhão é definido pela **homogeneidade**: agrupe áreas com o **mesmo tipo de solo, a mesma cultura e o mesmo histórico de manejo**. Cada **amostra composta** deve representar uma **área homogênea**; oriente-se por **até cerca de 20 ha** por amostra (quanto menor e mais homogêneo o talhão, mais confiável o resultado) e, em áreas muito extensas, **divida em dois ou mais talhões** amostrados **separadamente**. Áreas com sintomas (reboleiras, plantas cloróticas ou de menor porte) devem ser amostradas **à parte** das áreas aparentemente saudas, para comparação.

Como os nematoides ocorrem em reboleiras (distribuição agregada), a amostra composta só é representativa se reunir **muitos pontos**. Percorra o talhão em **zigue-zague** e colha **no mínimo 20 subamostras** por amostra composta (mais pontos em talhões extensos). Reúna todas em um balde limpo, homogeneíze bem e retire daí a amostra que será enviada.

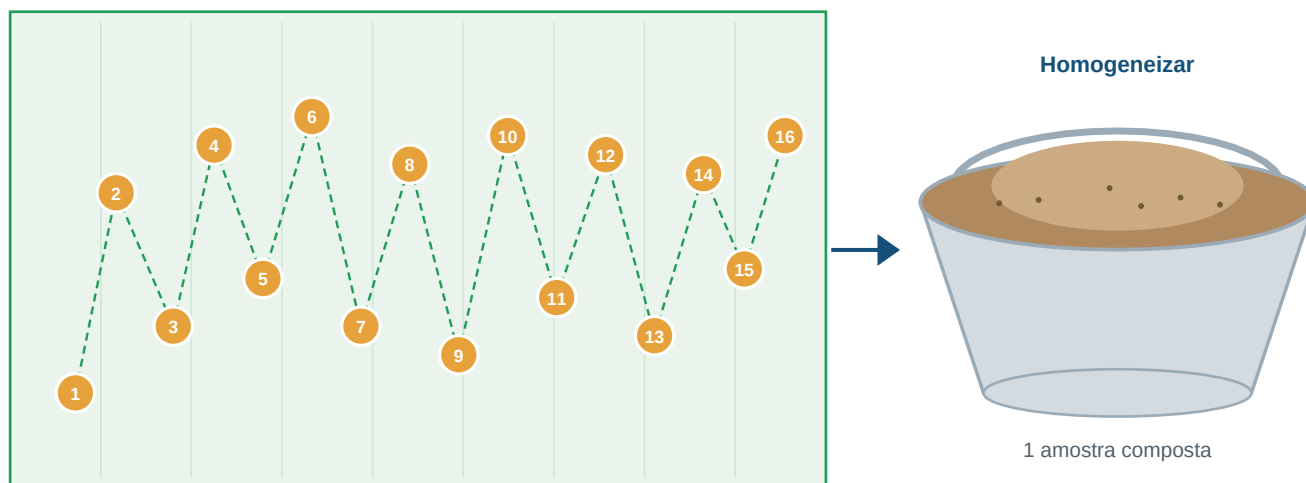


Figura 1. Caminhamento em zigue-zague: no mínimo 20 subamostras reunidas em uma única amostra composta por talhão homogêneo.

2. Onde e a que profundidade coletar, por tipo de cultura

O ponto e a profundidade de coleta mudam conforme o sistema radicular da cultura. Como os nematoides se concentram na zona de raízes ativas, é nela que se deve amostrar.

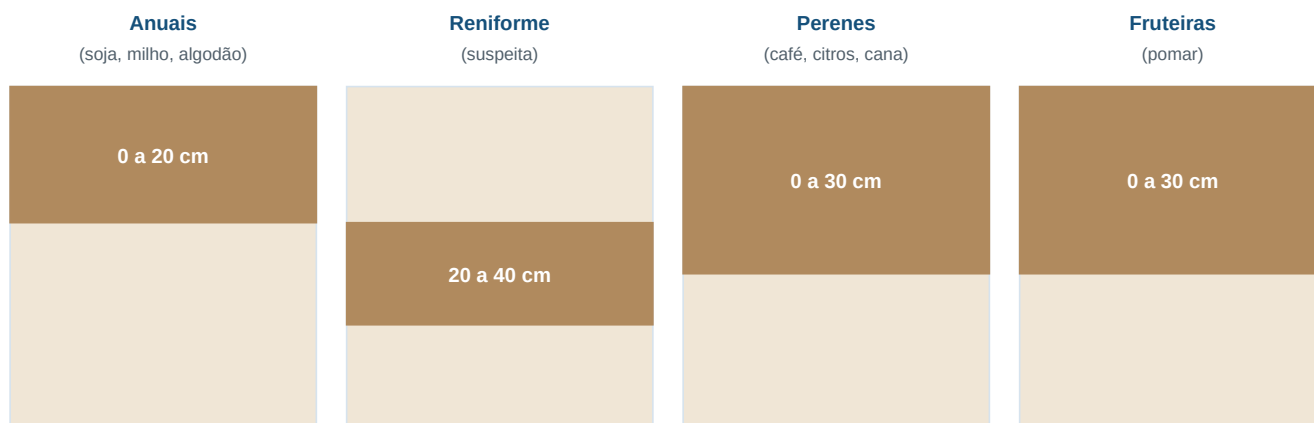


Figura 2. Profundidade e posição de coleta recomendadas conforme o tipo de cultura.

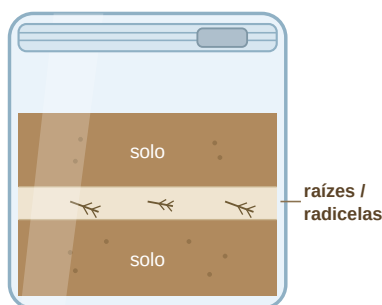
Tabela 1. Resumo das recomendações de coleta por tipo de cultura.

Tipo de cultura	Onde coletar	Profundidade	Observações
Anuais (soja, milho, algodão, hortaliças)	Junto à linha de plantio, sobre as raízes	0 a 20 cm	Amostrar com a cultura instalada ou logo após; coletar radicelas.
Suspeita de reniforme (<i>Rotylenchulus</i>)	Linha de plantio	20 a 40 cm	Concentra-se em camada mais profunda; amostrar a 20 a 40 cm (em solo arenoso ou irrigado pode ir mais fundo).
Perenes (café, citros, cana)	Sob a saia/projeção da copa, na zona de raízes	0 a 30 cm	Afastar a camada superficial seca; coletar várias plantas.
Fruteiras (pomar)	Na projeção da copa, 3 a 4 pontos por planta	0 a 30 cm	Priorizar plantas com sintomas e suas vizinhas; incluir radicelas.

3. Quantidade e acondicionamento

Cada amostra composta deve conter aproximadamente **500 g de solo** e, quando houver, **50 g de raízes**, preferindo as radicelas (raízes finas, secundárias/terciárias) e vivas. Acondicione em **saco plástico** resistente; **nunca em saco de papel**, que resseca o material. Coloque uma porção de solo no fundo, as raízes no meio e cubra com solo, preservando a umidade das raízes.

Acondicionamento em saco plástico resistente (dupla embalagem)



Quantidade por amostra

- cerca de 500 cm³ (500 g) de solo
- cerca de 50 g de raízes finas e vivas (radicelas)
- Ordem: solo no fundo · raízes no meio · solo por cima
- Coletar na umidade natural, sem encharcar/ressecar
- Identificar cada saco (caneta permanente)

Figura 3. Acondicionamento em camadas (solo, raízes e solo) e quantidades mínimas por amostra.



4. Identificação da amostra

A identificação pode ser feita no **próprio saco plástico**, de preferência com **caneta de retroprojektor preta** (marcador permanente). É **desejável, mas não obrigatório**, enviar também uma etiqueta externa. Não é necessária ficha de remessa.

✓ Dados obrigatórios na identificação da amostra

- Nome do **solicitante** e do **proprietário**;
- Nome da **fazenda**;
- Município e estado;
- Dados para contato (telefone);
- Cultura;
- Identificação da amostra/talhão;
- Data da coleta.

5. Conservação e transporte

Os nematoides são organismos vivos: calor, sol e congelamento os matam. Se a amostra não for enviada no mesmo dia, conserve-a em **geladeira (parte de baixo), a 5 a 10 °C**; nunca em freezer/congelador. Envie o **mais rápido possível**, ao abrigo do calor e da luz direta: **idealmente em até 4 a 5 dias**, quando o transporte pode ser em caixa de papelão, embora a **caixa de isopor** seja sempre preferível. **Acima desse prazo** (até no máximo cerca de **10 dias**), use obrigatoriamente caixa de isopor. Evite o contato direto da amostra com o gelo (isopor sem congelar).

✗ O que EVITAR (erros comuns)

- Sacos de papel, exposição ao sol, interior de veículo quente;
- Congelar ou deixar a amostra secar antes do envio;
- Coletar apenas solo quando há raízes disponíveis;
- Misturar talhões diferentes numa só amostra;
- Amostrar solo encharcado ou excessivamente seco.

6. Quadro de referência rápida

Tabela 2. Referência rápida: material, quantidade, acondicionamento e prazo.

Material	Quantidade	Acondicionamento	Prazo / conservação
Solo	cerca de 500 cm ³ (500 g), de 20 ou mais subamostras	Saco plástico resistente (dupla embalagem); solo no fundo e no topo	Geladeira 5 a 10 °C; enviar em até 4 a 5 dias
Raízes	cerca de 50 g de radículas finas e vivas	No meio do saco, entre as camadas de solo, com a umidade natural	Refrigerar; nunca congelar; envio rápido
Identificação	No próprio saco, com caneta de retroprojektor preta; etiqueta externa opcional	Escrita protegida da umidade; ficha de remessa não é necessária	Acompanha a amostra até o laboratório

7. Envio ao LAMAM: checklist final

● Antes de despachar, confirme

- Amostra composta de cerca de 500 g de solo e 50 g de raízes por talhão;
- Saco plástico em camadas (solo, raízes e solo), bem fechado;
- Amostra identificada no saco (caneta permanente) com os dados obrigatórios;
- Refrigerada a 5 a 10 °C; isopor (papelão só se enviar em até 4 a 5 dias);
- Envio em até 4 a 5 dias da coleta.

Ao receber o material, o LAMAM processa a amostra em etapas. A **extração dos nematoides do solo** é feita por flotação-centrífuga em solução de sacarose (Jenkins, 1964) e, quando indicado, pelo funil de Baermann (Baermann, 1917); a **extração a partir das raízes** segue o método de Coolen & D'Herde (1972). Em seguida vêm a **quantificação** (contagem dos espécimes sob microscópio) e a **identificação dos gêneros** por caracteres morfológicos, com a emissão do laudo nematológico. A **identificação da espécie**, sobretudo de *Meloidogyne*, é feita à parte, por PCR com marcadores moleculares SCAR (Zijlstra *et al.*, 2000; Randig *et al.*, 2002).

Critérios de aceitação e limitações

✗ Critérios de rejeição da amostra

- Amostra **sem identificação**;
- Quantidade **insuficiente** para a análise solicitada;
- Embalagem **violada, vazada** ou danificada;
- Amostra **deteriorada/imprópria**;
- Mistura de **talhões/lotes** diferentes numa mesma amostra.
- Solo em **saco de papel** (resseca) ou só solo quando havia raízes disponíveis para coletar.

● Rastreabilidade e limitações

- Cada amostra recebe **código único** e é rastreada da recepção à emissão do laudo (cadeia de custódia);
- O resultado **representa a amostra recebida**, não necessariamente toda a área/lote;
- Um resultado **negativo não prova ausência absoluta**: depende do método e da amostragem;
- A interpretação deve considerar o **contexto agrônomo** (cultura, histórico, cultivar).



● Entrega e envio de amostras ao LAMAM

Endereço: Av. Ari Pessoa Franco, 216 · Bairro Cidade Nova

Patos de Minas · MG · CEP 38706-416

Telefone: (34) 3825-1631 · **WhatsApp:** (34) 9.9774-1631

E-mail: lamam@laboratoriolamam.com.br

Recebimento de amostras: 7h às 18h

Recomenda-se avisar o laboratório antes do envio, para orientações específicas de cultura e agendamento.



Anexo A. Fluxograma do processo

1. Planejamento

Talhões por homogeneidade (solo + cultura + histórico). Até cerca de 20 ha por amostra.

2. Caminhamento

Percorrer em zigue-zague e coletar no mínimo 20 subamostras (solo + raízes).

3. Amostra composta

Reunir no balde e homogeneizar. Retirar cerca de 500 g de solo e 50 g de raízes.

4. Acondicionamento

Saco plástico em camadas: solo / raízes / solo. Nunca usar papel.

5. Identificação

No saco (caneta permanente): solicitante, proprietário, fazenda, município, cultura, talhão e data.

6. Conservação

Geladeira (parte de baixo), 5 a 10 °C. Nunca freezer/congelador.

7. Transporte

Isopor (papelão até 4 a 5 dias), ao abrigo de calor e sol. Enviar em até 4 a 5 dias.

8. Laboratório LAMAM

Recepção, extração, quantificação e identificação. Emissão do laudo.

Referências

1. AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; REZENDE, J. A. M. (Ed.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 5. ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2018. v. 1.
2. BAERMANN, G. Eine einfache Methode zur Auffindung von *Ankylostomum* (Nematoden) Larven in Erdproben. **Geneeskundig Tijdschrift voor Nederlandsch-Indië**, v. 57, p. 131-137, 1917.
3. BRASIL. Ministério da Agricultura e Pecuária (MAPA). **Manual da Área de Diagnóstico Fitossanitário (DIF)**. Brasília, DF: MAPA. Disponível em: <https://wikisda.agricultura.gov.br>. Acesso em: 23 jul. 2026.
4. COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent: State Nematology and Entomology Research Station, 1972. 77 p.
5. GOULART, A. M. C. **Coleta de amostras para análise de nematóides: recomendações gerais**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2009. (Documentos, 255).
6. GOULART, A. M. C. **Análise nematológica: importância e princípios gerais**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2010. (Documentos, 299).
7. JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, p. 692, 1964.
8. RANDIG, O.; BONGIOVANNI, M.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic diversity of root-knot nematodes from Brazil and development of SCAR markers specific for the coffee-damaging species. **Genome**, v. 45, n. 5, p. 862-870, 2002.
9. SOCIEDADE BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA. **Recomendações técnicas para amostragem, processamento de amostras e emissão de laudos**. Piracicaba: SBN, 2019.
10. ZIJLSTRA, C.; DONKERS-VENNE, D. T. H. M.; FARGETTE, M. Identification of *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* and *M. arenaria* using sequence characterised amplified region (SCAR) based PCR assays. **Nematology**, v. 2, n. 8, p. 847-853, 2000.

Documento técnico de orientação elaborado para o LAMAM. As recomendações seguem as boas práticas consolidadas na literatura de nematologia e podem ser adaptadas às condições locais.