Revista EDUCAmazônia
Revista EDUCAmazônia - Educação Sociedade e Meio Ambiente, Humaitá, LAPESAM/GISREA/UFAM/CNPq/
EDUA –ISSN 1983-3423 –IMPRESSA –ISSN 2318 –8766 –CDROOM –ISSN 2358-1468 -DIGITAL ONLINE
UFAM

REESMA, Humaitá - Amazonas, Ano 18, Volume XVIII, nº ESPECIAL, Jul-dez. 2025

PROTOCOLO PARA A COLETA E MONITORAMENTO DO SOLO EM PARCELAS RAPELD

PROTOCOL FOR SOIL SAMPLING AND MONITORING IN RAPELD PLOTS

Domingos de Jesus Rodrigues[1], Fabiano André Petter[2], Renato Marques[3], Caroline Miranda Biondi[4], Helena Bergallo[5], Bruno Tomio Goto[6], Mariana Bessa de Queiroz[6], Wanderley Rodrigues Bastos[7], Lucas Mateus de Souza Lucena[7], Letícia Nicole Spanamberg Souza[7], Onã da Silva Freddi[2], Kethelin Cristine Laurindo de Oliveira[8], Aretha Franklin Guimarães[9], Valdir da Costa Mendes[10], Thiago Fernandes Sousa[11], Kely da Silva Cruz[9], Douglas de Moraes Couceiro[11], Gilvan Ferreira da Silva[11] & William Ernest Magnusson[9]

Resumo:

Este trabalho apresenta um protocolo padronizado para coleta e monitoramento de solos em parcelas do sistema RAPELD, visando assegurar a comparabilidade e replicabilidade de estudos em solos amazônicos e outros biomas. São descritos métodos detalhados para análises de granulometria, fertilidade, carbono (total, lábil e pirogênico), metais pesados, microrganismos e densidade do solo. O protocolo enfatiza a importância da padronização para entender dinâmicas ecológicas, como sequestro de carbono, retenção de água, fertilidade e toxicidade. Além disso, propõe a criação de bancos de dados para estudos integrados, contribuindo para a conservação da biodiversidade e manejo sustentável dos recursos naturais.

Palavras-chave: Carbono, fertilidade, metais pesados, microrganismos, PPBio.

[1] Instituto de Ciências Naturais, Humanas e Sociais, Universidade Federal de Mato Grosso, Av. Alexandre Ferronato, 1200, Residencial Cidade Jardim, CEP 78550-728, Sinop-MT, Brasil. e-mail: domingos.rodrigues@ufmt.br
[2] Instituto de Ciências Agrárias e Ambientais, Universidade Federal de Mato Grosso, Sinop-MT, Brasil
[3] Departamento de Solos e Engenharia Agrícola, Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, Brasil
[4] Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife-PE, Brasil
[5] Instituto de Biologia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro-RJ, Brasil
[6] Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal-RN, Brasil

Abstract:

This document outlines a standardized protocol for soil sampling and monitoring within RAPELD system plots, ensuring data comparability and study reproducibility in Amazonian soils and other biomes. Detailed methodologies are provided for analyses of granulometry, fertility, carbon (total, labile, and pyrogenic), heavy metals, microorganisms, and soil density. The protocol underscores the importance of standardization to understand ecological dynamics, such as carbon sequestration, water retention, fertility, and toxicity. Additionally, it proposes the creation of soil databases for integrated studies, contributing to biodiversity conservation and the sustainable management of natural resources.

Keywords: Carbon, fertility, heavy metals, microorganisms, PPBio.

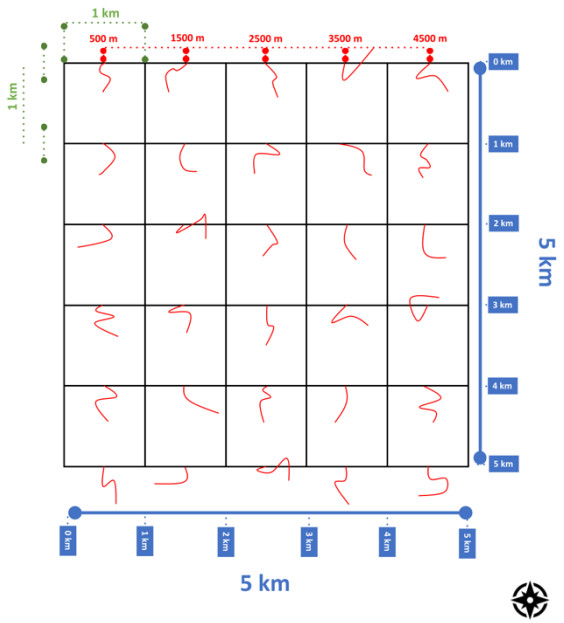
[7] Laboratório de Biogeoquímica Ambiental, Universidade Federal de Rondônia, Porto Velho-RO, Brasil
[8] Faculdade de Ciências Sociais Aplicadas e Agrárias, Universidade do Estado de Mato Grosso, Nova Mutum-MT, Brasil
[9] Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade da Amazônia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus-AM, Brasil
[10] Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Instituto de Biociências, Programa de Pós-Graduação em Genética e Biologia Molecular, RS, Brasil
[11] Laboratório de Biologia Molecular e Genômica, Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus-AM, Brasil

O que é o RAPELD?

O RAPELD é um sistema padronizado de infraestrutura de campo voltado ao monitoramento integrado da biodiversidade e de processos ecossistêmicos. Ele combina padronização e flexibilidade, permitindo sua aplicação em diferentes ecossistemas. Seu objetivo é atender à demanda por **levantamentos rápidos de biodiversidade** (RAP) e por uma metodologia padrão para **pesquisas ecológicas de longa duração** (PELD). A infraestrutura consiste em grades (*grids*) ou módulos de pesquisa com trilhas principais de 5 km e parcelas uniformemente distribuídas de 250 metros, instaladas a cada 1 km. Em áreas com cursos d'água, incluem-se parcelas ripárias (250 metros) e aquáticas (50 metros), complementando a amostragem em ambientes específicos. Essa disposição maximiza a representatividade de diferentes grupos taxonômicos e variações ambientais, sendo facilmente replicável em outras localidades, o que permite comparações em diversas escalas espaciais e temporais. Além disso, favorece a integração de dados ecológicos e informações sobre uso sustentável de recursos, sendo amplamente aplicado no Brasil para subsidiar políticas de manejo ambiental.

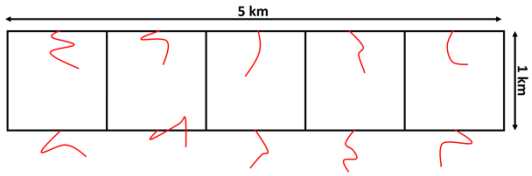
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas, garantindo que as variações sejam registradas entre parcelas, e não dentro delas, já que cada parcela é a unidade amostral central na maioria dos estudos. Piquetes são instalados a cada 10 metros e conectados por uma linha central marcada com barbante plástico ou fitilho, facilitando a aplicação dos protocolos metodológicos. À esquerda da linha central, localiza-se a **zona sensível**, uma faixa de 1,5 metros dedicada a estudos de regeneração florestal, onde o trânsito de pesquisadores é restrito para evitar pisoteio. À direita, há um **corredor de deslocamento** de 1 metro de largura que permite a movimentação dos pesquisadores.

Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km
e parcelas dispostas a cada 1 km

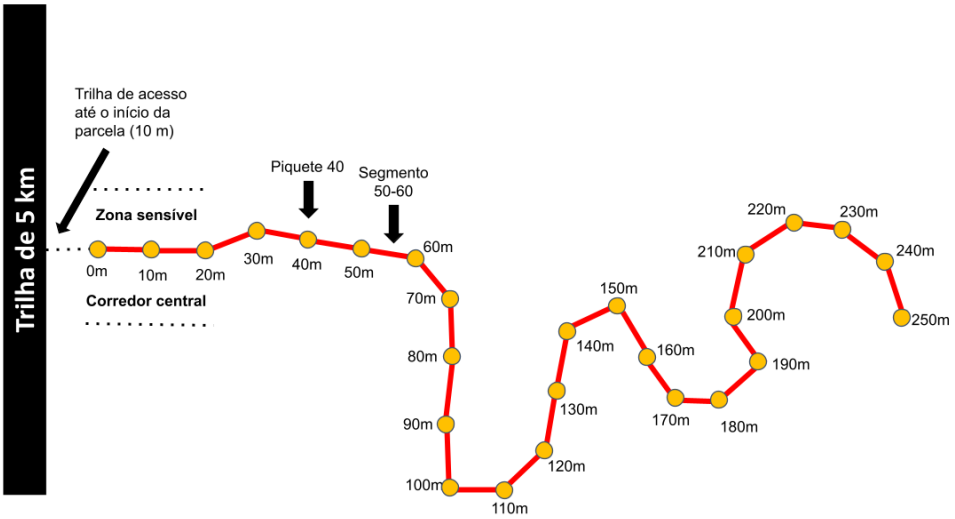


As **parcelas ripárias** estão localizadas às margens de pequenos cursos d'água, também com 250 metros de comprimento. Cada parcela é demarcada ao longo da margem direita do curso d'água, seguindo em direção à nascente (montante), com piquetes a cada 10 metros. Elas sempre começam onde a trilha principal da grade ou módulo cruza o curso d'água

Módulo de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



As **parcelas aquáticas fixas** são posicionadas nos canais dos riachos, geralmente a 10 metros da trilha principal. Cada parcela mede 50 metros de comprimento, com piquetes nos pontos 0, 16, 32 e 50 metros, instalados próximos às margens para representar adequadamente o ambiente aquático.



1 INTRODUÇÃO

A coleta de solos em campo é uma das etapas mais críticas de todo o processo de análise do solo (Moreira, 2012). A padronização de protocolos para a coleta de solo é importante para garantir a comparabilidade de dados e a replicabilidade dos resultados em estudos científicos, especialmente em regiões complexas, devido aos diferentes biomas, fitofisionomias e tipos de solos, como, por exemplo, a Amazônia. O uso de protocolo padronizado permite que pesquisadores obtenham dados confiáveis sobre características físicas, químicas e biológicas do solo, possibilitando análises consistentes entre diferentes áreas e sobre as condições ambientais e saúde do solo (Blum, 2018). Esse método é indispensável para o estudo de funções vitais do solo, como a alocação de carbono, a fertilidade, a concentração e contenção de metais pesados e a diversidade de microrganismos que sustentam a biodiversidade florestal (Silva et al., 2021). No contexto amazônico, o sistema RAPELD é amplamente utilizado para a coleta padronizada de solos, facilitando a obtenção de dados em grande escala com rigor metodológico e permitindo o entendimento das interações ecológicas entre o solo, fauna e floresta (Magnusson et al., 2013).

A importância do solo na alocação de carbono é um aspecto central para a manutenção dos ecossistemas e a mitigação das mudanças climáticas. Os solos da floresta amazônica armazenam grandes quantidades de carbono orgânico, podendo este estoque representar até o dobro do carbono presente na biomassa vegetal (Lal, 2004). Esse carbono é armazenado em diferentes formas, como o carbono lábil, que é facilmente disponível e rapidamente ciclado por microrganismos, e o carbono pirogênico, originado da combustão incompleta da matéria orgânica, com maior estabilidade e capacidade de permanecer no solo por longos períodos (Lehmann & Joseph, 2015). O monitoramento das frações de carbono no solo é fundamental para entender sua dinâmica e seu papel no sequestro de carbono atmosférico, contribuindo para a redução do efeito estufa e para a conservação dos solos amazônicos (Zimmermann et al., 2012).

Outro fator relevante é a fertilidade do solo, que sustenta a vegetação e, consequentemente, a biodiversidade da floresta (Nadeau & Sullivan, 2015). A fertilidade está diretamente relacionada com a presença de matéria orgânica, que serve de reserva de nutrientes e substrato para a microbiota do solo. A decomposição dessa matéria por

bactérias e fungos libera nutrientes essenciais, promovendo o desenvolvimento de novas plantas e sustentando uma diversidade de espécies animais e de microrganismos (Giller et al., 2013). A estrutura e a composição dos solos amazônicos influenciam a capacidade de retenção de água, a infiltração e o desenvolvimento de raízes, fatores essenciais para a manutenção das florestas tropicais e para sua resistência aos períodos de seca (Blum, 2018). Além disso, a contenção de metais pesados no solo é fundamental para reduzir a toxicidade ambiental, pois solos ricos em matéria orgânica podem imobilizar metais tóxicos, como chumbo e mercúrio, reduzindo sua disponibilidade para as plantas e protegendo as cadeias tróficas (Kabata-Pendias & Pendias, 2011). A retenção desses elementos também contribui para evitar a contaminação de águas subterrâneas e superficiais, promovendo a integridade dos ecossistemas florestais. Adicionalmente, alguns grupos de microrganismos presentes no solo são capazes de transformar metais pesados em formas menos solúveis, limitando sua absorção por plantas e favorecendo a preservação da qualidade ambiental (Alloway, 2013).

A biodiversidade microbiana do solo na Amazônia é extraordinariamente rica e exerce um papel ímpar no ciclo de nutrientes e na sustentabilidade dos ecossistemas. Microrganismos, como bactérias e fungos, são fundamentais para a decomposição da matéria orgânica e para a ciclagem de nutrientes, como nitrogênio e fósforo, indispensáveis para o crescimento vegetal (Decanës et al., 2006). Na floresta, essa microbiota é fator chave na manutenção da fertilidade do solo e na saúde das plantas, ao facilitar a absorção de nutrientes e fortalecer a resistência contra pragas e doenças (Giller et al., 2013). A interação simbiótica entre microrganismos e plantas, como a fixação biológica de nitrogênio, reduz a necessidade de fertilizantes artificiais, contribuindo para a sustentabilidade dos ecossistemas florestais (Lal, 2004).

A criação do protocolo de coleta de solos em sistema RAPELD, tanto na Amazônia quanto em outras regiões do Brasil, fornece uma base metodológica consistente para o estudo de biodiversidade, carbono, metais pesados e densidade do solo, permitindo que cientistas obtenham informações detalhadas sobre as complexas interações ecológicas que sustentam um dos ecossistemas mais ricos e ameaçados do planeta. A adoção desse sistema facilita análises comparativas, permitindo uma

compreensão mais profunda dos processos ecológicos que regulam a dinâmica do solo, da distribuição das espécies e, principalmente, da saúde das florestas tropicais.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Materiais necessários

A coleta de solo requer o uso de materiais específicos, cada um com uma função bem definida para assegurar a precisão dos dados e a segurança das amostras. A seguir, apresentamos os itens necessários para as diferentes análises e suas respectivas finalidades.

2.1.1 Materiais necessários para avaliação de granulometria, fertilidade e carbono (total, lábil e pirogênico)

- Sacos plásticos reforçados, com capacidade para 2 kg: Utilizados para armazenar e transportar as amostras de solo, garantindo a integridade e evitando contaminações externas.
- Fita crepe (1 rolo por parcela): Serve para lacrar os sacos plásticos e reforçar a proteção contra vazamentos ou abertura acidental durante o transporte.
- Marcador permanente e etiquetas para as amostras: Essenciais para identificar as amostras, permitindo a organização e rastreamento das informações, como local de coleta, profundidade e data.
- Trado Holandês: Ferramenta específica para perfurar o solo e coletar amostras de forma eficiente e uniforme, alcançando diferentes camadas do perfil do solo.
- Faca ou espátula: Utilizadas para retirar resíduos ou ajustar amostras retiradas com o trado, garantindo precisão na coleta.
- Lima: Necessária para manter as bordas do trado afiadas, facilitando a perfuração do solo.
- Pano úmido: Utilizado para limpar ferramentas entre coletas, evitando contaminação cruzada entre amostras de diferentes locais.
- Balança de precisão: Garante a pesagem exata das amostras para análises laboratoriais.
- Luvas e outros equipamentos de proteção: Proporcionam segurança ao operador, evitando contato direto com o solo e possíveis contaminantes.

- Caderno de campo ou planilha para anotação de dados: Fundamental para registrar informações relevantes sobre a coleta, como localização, condições climáticas e características observadas no campo.

2.1.2 Materiais necessários para avaliação da densidade do solo

Para avaliar a densidade do solo de forma precisa, é indispensável utilizar um conjunto de materiais específicos, cada qual desempenhando uma função essencial durante a coleta, transporte e análise. A seguir, detalham-se os itens e suas respectivas funções:

- Cilindro volumétrico ou anel de Kopecky (6 por parcela): Utilizados para coletar amostras de solo com volume conhecido (dimensões padronizadas, como 5 cm de diâmetro e 5 cm de altura). O corte em bisel na parte inferior facilita a penetração no solo, minimizando a deformação da amostra.
- Perfurador de solo ou enxadão: Ferramentas que auxiliam na preparação do local de coleta, facilitando a remoção da camada superficial ou compactada para expor o solo a ser amostrado.
- Marreta: Usada para posicionar o trado ou perfurador no solo com força suficiente para atingir a profundidade desejada.
- Martelo de borracha: Permite inserir o cilindro no solo de forma controlada e sem danificar as bordas do cilindro ou deformar o solo.
- Trado tipo castelo (adaptado do trado de Uhland): Equipamento que facilita a inserção do cilindro no solo, assegurando a coleta da amostra com o volume adequado.
- Papel alumínio (1 rolo de 7,5m x 30 cm por parcela): Utilizado para cobrir e proteger as amostras coletadas, evitando perda de umidade e contaminação durante o transporte.
- Panos (tecido oxfordine) de 10 x 10 cm (12 por parcela): Servem para acondicionar e estabilizar as amostras e proteger o solo no cilindro durante o transporte.
- Elásticos (12 por parcela): Utilizados para fixar o papel alumínio ou os panos em torno do cilindro, garantindo proteção adicional à amostra.
- Faca ou espátula: Ferramentas para cortar e nivelar o solo ao redor e na base do

cilindro, assegurando a amostra no volume padronizado.

- Balança de precisão: Necessária para determinar o peso do solo úmido e, posteriormente, do solo seco, etapas fundamentais para o cálculo da densidade.
- Estufa (ajustada para 105 °C): Utilizada para secar as amostras até peso constante, eliminando toda a umidade e permitindo obter o peso seco do solo.
- Saco plástico ou recipiente para transporte da amostra (1 por parcela): Garante o armazenamento e transporte seguro do solo coletado para análise em laboratório.
- Régua ou paquímetro: Ferramentas para medir a altura exata do solo no cilindro, garantindo a precisão do volume de amostra, caso necessário.

2.1.3 Materiais necessários para avaliação de microrganismos do solo

A coleta e análise de microrganismos do solo requerem o uso de materiais específicos para garantir a integridade e qualidade das amostras, além de evitar contaminações que possam interferir nos resultados. A seguir, descrevemos os itens necessários e suas respectivas funções:

- Cilindro metálico com volume conhecido (dimensões padronizadas, como 5 cm de diâmetro e 5 cm de altura): Utilizado para coletar amostras de solo com volume preciso, garantindo uniformidade na análise microbiológica.
- Marreta de borracha: Facilita a inserção do cilindro no solo de forma controlada, evitando danos à amostra e ao equipamento.
- Sacos plásticos tipo zip lock (6 por parcela, dimensões: 10 cm de largura x 15 cm de altura): Usados para armazenar as amostras de solo, protegendo-as de contaminação e permitindo um transporte seguro. O tamanho deve ser suficiente para acomodar o volume do solo coletado e outros materiais.
- Faca ou espátula: Auxiliam na remoção e nivelamento do solo ao redor do cilindro, garantindo que o volume coletado seja o adequado.
- Caixa térmica (dimensões: 30 cm de comprimento x 40 cm de largura x 36 cm de altura, capacidade: 12 L) ou nitrogênio líquido: Usar gelo na caixa térmica para manter as amostras resfriadas, reduzindo a atividade metabólica dos microrganismos e preservando sua viabilidade até a análise. O tamanho deve comportar todas as amostras coletadas e os materiais de suporte.
- Tubos Falcon 15 ml (6 por parcela): Recipientes para armazenamento e transporte

de subamostras ou extratos do solo para análises microbiológicas específicas.

- Luvas (no mínimo seis por parcela): Garantem a proteção do operador e evitam contaminações cruzadas entre o solo e o manipulador.
- Sílica gel (a cada litro de volume, use de 5 a 10 g): Utilizada para manter a umidade controlada dentro das embalagens, preservando as condições das amostras.
- Algodão esterilizado (5 a 10 g por parcela): Usado em pequenas quantidades para vedação ou proteção em amostras que exijam maior cuidado com contaminações.
- Pá, enxada ou trado holandês: Ferramentas para escavar ou acessar as camadas de solo desejadas, facilitando a coleta de amostras.
- Álcool 70% (200 mL por parcela, utilizar um borrifador): Serve para higienizar equipamentos e ferramentas, evitando contaminações durante o processo de coleta e manuseio.

2.1.4 Materiais necessários para avaliação de metais pesados

A avaliação de metais pesados no solo exige materiais específicos para garantir a precisão das análises e evitar contaminações que possam comprometer os resultados. Abaixo, descrevemos os itens necessários e suas respectivas funções:

- Sacos plásticos reforçados 2 kg (12 por parcela): Destinados ao armazenamento das amostras de cada profundidade, protegendo-as contra contaminação externa durante o transporte e armazenamento.
- Sacos plásticos reforçados de 10 kg (4 por parcela): Utilizados para a mistura das amostras coletadas em cada profundidade dentro da parcela, garantindo homogeneidade antes da formação da amostra composta.
- Saquinhos zip lock (2 por parcela) para proteção da etiqueta interna: Evitam que as informações de identificação das amostras sejam apagadas ou danificadas por umidade ou contato com o solo.
- Etiquetas previamente confeccionadas (12 por parcela): Facilita a identificação das amostras, contendo informações como local de coleta, profundidade, data e outras especificações relevantes.
- Marcador permanente: Usado para escrever nas etiquetas ou diretamente nos saquinhos zip lock, garantindo a durabilidade das informações de identificação.

- Trado Holandês de inox: Ferramenta essencial para coletar as amostras de solo de forma eficiente e segura. O material de inox é fundamental para evitar contaminação por metais que poderiam interferir nos resultados das análises.

2.1.5 Materiais necessários para avaliação de nematoides de solo

A avaliação de nematoides do solo requer materiais adequados que assegurem a coleta, preservação e transporte das amostras, evitando contaminações e alterações que possam comprometer os resultados. Abaixo, detalhamos os itens necessários e suas respectivas funções:

- Sacos plásticos de 2 kg (6 por parcela): Utilizados para armazenar as amostras compostas de cada parcela e profundidade, protegendo-as contra contaminação e perda de material.
- Fita crepe: Usada para selar os sacos plásticos de forma segura, evitando vazamentos ou entrada de partículas externas.
- Etiqueta (14 por parcela): Serve para identificar as amostras, contendo informações como local de coleta, profundidade, data e outros detalhes relevantes.
- Marcador permanente (no mínimo dois por parcela): Utilizado para escrever nas etiquetas ou diretamente nos sacos plásticos, garantindo a durabilidade das informações mesmo em condições adversas.
- Trado Holandês: Ferramenta para coletar amostras de solo de forma uniforme e eficiente, atingindo a profundidade desejada para a análise de nematoides.
- Balde (2 por parcela): Necessário para misturar as amostras simples coletadas de diferentes pontos da parcela, formando uma amostra composta representativa.
- Faca ou espátula (1 por parcela): Usadas para cortar e nivelar o solo ao redor do trado, garantindo precisão na coleta.
- Caixa térmica com gelo (20l, 1 por módulo): Mantém as amostras em temperatura controlada, reduzindo a atividade metabólica dos nematoides e preservando sua viabilidade até o momento da análise.
- Caderno de campo ou planilha para anotação de dados: Essencial para registrar informações importantes sobre o processo de coleta, como características do solo, condições climáticas e localização geográfica.

2.2 Método: Aplicação do protocolo

A coleta de solos deve ser realizada em todas as parcelas dos módulos e/ou grades de pesquisa com o sistema de amostragem RAPELD. Cada parcela possui 250 m de comprimento e, portanto, os solos devem ser coletados em seis pontos equidistantes (Fig. 1A) considerando as variáveis do solo. A profundidade da coleta dependerá da variável do solo que se pretende mensurar (Fig. 1B). Sugere-se que o solo seja coletado considerando o maior número possível de variáveis durante cada excursão de campo, de forma a atender as demandas específicas e integradas de diferentes estudos. Além disso, todos os equipamentos utilizados na coleta de solo devem ser limpos/higienizados entre uma amostra e outra, inclusive quando as amostras forem compostas. Esse procedimento reduz os riscos de contaminação.

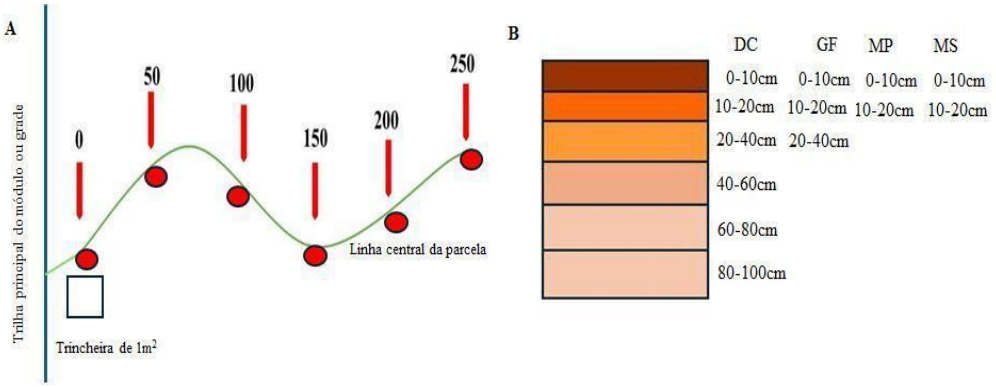


Figura 1 - A) Localização das amostragens de solos equidistantes dentro da parcela utilizando a metodologia RAPELD e da trincheira (representada por um quadrado na figura) e dos pontos onde os solos serão amostrados (representados por círculos vermelhos); e B) Profundidade de coleta de solos para diferentes avaliações como: Metais Pesados (MP), Granulometria e Fertilidade do solo (GF), Densidade e Carbono do solo (DC) e Microrganismos de solo (MS) de 0-10 cm e nematoides de 0-20 cm.

2.2.1 Granulometria, fertilidade do solo (GF), Carbono do solo (DC - Carbono Orgânico Total, Lábil e Pirogênico), Metais Pesados (MP) e nematoides

As coletas deverão ser realizadas nos seis pontos equidistantes a 50 cm de distância do lado direito da linha central e profundidade de coleta variando de 0 a 100 cm, conforme o tipo de variável (ver Figura 1A). Para granulometria e fertilidade do solo (GF), as coletas deverão ocorrer em três profundidades: 0-10 cm, 10-20 cm e 20-40 cm (Fig. 1B), totalizando 18 amostras por parcela. Para a análise do carbono no solo, abrangendo suas frações lábil, pirogênica e total (DC), as coletas devem ocorrer em seis profundidades: 0–10 cm, 10–20 cm, 20–40 cm, 40–60 cm, 60–80 cm e 80–100 cm (Figura

1B), totalizando 36 amostras por parcela. Para a análise de metais pesados (MP), as coletas devem ocorrer em duas profundidades: 0–10 cm, 10–20 cm (Figura 1B). Para cada parcela, a quantidade de solo bruto coletada deve ser de aproximadamente 800 g. Para as análises de Nematoide de solo, as coletas deverão ocorrer no período chuvoso em uma profundidade de 0-20 cm (Figura 1B) e, aproximadamente, 1000 g de solo bruto devem ser coletados.

Cada amostra deverá ser coletada separadamente após a retirada da camada de serrapilheira (Figura 2A) com o auxílio de trado holandês (Figura 2B e C), acondicionada em recipientes limpos como sacos plásticos e identificadas conforme a localização e profundidade (Figura 2D).

As amostras de cada ponto e profundidade devem ser inicialmente armazenadas separadamente. Após concluir a coleta, uma fração de solo de cada profundidade deve ser homogeneizada na sombra e acondicionada em recipientes (como sacos plásticos) limpos e etiquetados, indicando a profundidade e a localização (Figura 2D). Quando possível, recomenda-se transportar as amostras em recipientes separados por profundidade, deixando a composição da amostra para ser realizada no laboratório. Todo o processo requer cuidados para evitar contaminação.

As amostras de solo devem ser transportadas para o laboratório o mais rápido possível, garantindo condições adequadas para preservar sua integridade. O transporte deve ser realizado em caixas de isopor ou térmicas, protegidas da exposição à luz e à umidade, evitando alterações nas características das amostras.

No laboratório, as amostras para GF e DC devem ser mantidas em local fresco e seco (Figura 3 A e B) para preservar suas propriedades químicas até a realização das análises correspondentes.

Figura 2 - A) Remoção da serrapilheira, B) introdução do trado holandês no solo, C) retirada da amostra, e D) acondicionamento em saco plástico.

Para nematoides, as amostras devem ser transportadas dentro de caixa térmica com garrafas PET congeladas ou gelo seco no fundo, as quais devem ser separadas das amostras por uma camada de papel ou jornal, para manter a temperatura estável. As amostras devem ser transportadas o mais rápido possível ao laboratório para o processamento e a extração dos nematoides.

Figura 3 - Armazenamento de solo em prateleiras (A) ou bancadas (B) para secagem natural e posterior estocagem para análises futuras.

2.2.1.1 Carbono do solo (DC - Carbono Orgânico Total, Lábil e Pirogênico)

No laboratório, o carbono total é determinado por métodos como combustão seca ou análise elementar, assegurando resultados precisos. Essas análises são fundamentais para compreender a dinâmica do carbono no solo, contribuindo para estudos sobre o ciclo de carbono e a sustentabilidade de ecossistemas florestais. Durante a coleta, é importante

registrar as condições do solo, as profundidades coletadas e quaisquer observações relevantes, como a presença de raízes ou variações de cor e textura. A interpretação dos resultados deve considerar os valores de carbono obtidos e compará-los com os valores de referência para solos similares em áreas florestais, levando-se em conta o tipo de solo e as características ambientais. Esse protocolo assegura que as amostras de solo coletadas para análise de carbono, sejam representativas e adequadas para avaliação detalhada de cada camada do solo, contribuindo para estudos sobre sequestro de carbono, qualidade do solo e sustentabilidade em ecossistemas florestais.

2.2.1.2 Metais Pesados (MP)

No laboratório, as amostras destinadas às análises de metais pesados devem ser secas na sombra, em temperatura ambiente ou em estufa com temperatura máxima de 50 ºC. Depois de secas, as amostras do solo devem ser peneiradas em malha de inox com abertura de 2 mm.

A análise pode ser feita de duas maneiras, conforme o equipamento disponível. Para isso, é fundamental armazenar corretamente os solos que não serão analisados de imediato, garantindo sua preservação para futuras análises utilizando diferentes métodos.

Análise de elementos-traço em sistema aberto (chapa aquecedora): Para a quantificação dos elementos-traço nos solos, pesam-se cerca de 1,0 g de cada amostra (peso seco) em béqueres de 100 mL para a realização da solubilização química. Para esse processo, adiciona-se 8,0 mL de HNO_3 65 % (m.m-1) em cada béquer e leva-se para evaporar sob aquecimento em chapa aquecedora a uma temperatura de 120 °C. Depois, adiciona-se 8,0 mL de solução de água régia (mistura química dos ácidos clorídrico (HCl) e nítrico (HNO3) concentrados na proporção 3:1) em cada béquer e repete-se a evaporação da solução. Após a evaporação, as amostras serão ressuspendidas com HCl 0,1 N, filtradas em filtros de 3 µm e armazenadas em tubos do tipo *Falcon* para o volume final de 15 mL. Os procedimentos para as determinações dos elementos-traço nas amostras de solo possuem algumas adaptações do método 3050B da EPA (EPA, 1996).

Após preparadas, os elementos-traço (Al, As, Ba, Ca, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, Mg, Mn, Na, Ni, Pb, Sr, Ti, V e Zn) presentes nas amostras serão quantificados pela técnica de ICP-OES (Optima 8300, Perkin Elmer®).

Análise de elementos-traço em sistema fechado (forno de micro-ondas): A digestão em sistema fechado utiliza o método 3051A (USEPA, 1998). Para este procedimento, utilizam-se amostras previamente secas, pulverizadas e tamisadas em peneira com malha de 0,15 mm de abertura. Pesa-se 1,000 g das amostras, que devem ser transferidas para tubos de teflon (exceto para solos com muita matéria orgânica, nesses casos deve-se utilizar 0,5000g). Adiciona-se ao tubo 9 mL de HNO_3 e 3 mL de HCl. O conjunto deve ser mantido em sistema fechado, forno de micro-ondas, por 4 minutos e 30 segundos a 175ºC. Após resfriamento, as amostras devem ser transferidas para balões certificados (NBR ISO/IEC) de 50 mL, e o volume dos balões deve ser completado com água ultrapura, filtrando-se os extratos em papel de filtro lento. Recomenda-se realizar o controle de qualidade da análise utilizando amostras de solos com valores certificados dos metais (certificados pelo National Institute of Standards and Technology - NIST, por exemplo), e soluções multielementares de referência (spikes) com concentrações conhecidas para os metais que serão analisados.

Dosagem dos elementos traço nos extratos: Os elementos voláteis (As e Hg) devem ser dosados em espectrofotômetro de absorção atômica acoplado ao gerador de hidretos (FIAS 100/Flow Injection System/Perkin Elmer) com lâmpadas de descarga sem eletrodos (EDL), ou equipamento similar. Os demais elementos podem ser dosados no mesmo equipamento, utilizando a técnica de chama, ou por espectrometria de emissão óptica (ICP-OES).

Análise de mercúrio total (HgT): para a quantificação de HgT nas amostras de solos, serão seguidos os procedimentos descritos por Bastos (1998). Pesa-se 0,5 g de amostra (peso seco) em tubos de ensaio de 100 mL. Pipeta-se 1,0 mL de água ultrapura e logo após, adiciona-se 5,0 mL de água régia. As amostras serão levadas para o bloco digestor e permanecerão por 30 minutos a 60 ºC. Depois, esfria-se as amostras até temperatura ambiente (cerca de 1 hora), para então serem adicionados 5,0 mL de permanganato de potássio ($KMnO_4$) 5% (m/v) e as amostras serem levadas novamente ao bloco digestor por 20 minutos (60 ºC). Após um período de 12 horas (*overnight*), intitula-se as amostras com cloridrato de hidroxilamina ($NH_2OH.HCl$) 12% (m/v) e agita-se para a eliminação do excesso de $KMnO_4$. Filtra-se as amostras por gravidade em filtro de papel (3 µm de porosidade) e em funil de polietileno (25 mL). O volume final é completado com água ultrapura para 12 mL em tubo *Falcon* (tubos de 15 mL). As determinações de HgT serão realizadas por espectrofotometria de absorção atômica por geração de vapor frio (FIMS-400, Perkin Elmer®) usando como agente redutor uma solução mista de borohidreto de sódio ($NaBH_4$) 0,2% (m/v) e hidróxido de sódio (NaOH) 0,05% (m/v) e uma solução de HCl 3% (v/v) como agente oxidante.

Para comparabilidade dos resultados, sugerimos o uso dos equipamentos: Espectrometria de Emissão Óptica com Plasma Indutivamente Acoplado (ICP-OES), que permite a análise simultânea de vários metais com alta sensibilidade; e a Espectrometria de Massa com Plasma Indutivamente Acoplado (ICP-MS), altamente sensível e capaz de detectar metais em concentrações muito baixas. Caso não haja na instituição esses equipamentos, o uso de equipamentos similares pode ser utilizado desde que apresentem as mesmas unidades de medidas e mensurem os mesmos grupos de metais pesados. Além

disso, é essencial realizar a calibração dos equipamentos com padrões de concentração conhecidos dos metais que serão analisados. Além disso, o controle de qualidade deve incluir amostras em branco, amostras duplicadas e padrões de referência, o que garante a qualidade e a confiabilidade dos resultados obtidos.

2.2.1.3 Densidade do solo

As medidas de densidade devem ser realizadas em trincheiras de 1 m² (Figura 4), posicionadas a 50 cm do ponto zero da linha central da floresta da parcela (Figura 1). As amostras devem ser coletadas no centro das diferentes camadas (Figura 5 A), o cilindro deve possuir 5 cm de altura e deve ser posicionado de forma precisa no meio de cada camada (Figura 5 B). Por exemplo: na camada 0-10 cm, o cilindro deve ser inserido entre 2,5 e 7,5 cm; na camada 10-20 cm, deve ser inserido entre 12,5 e 17,5 cm; na camada 20-40 cm, entre 27,5 cm e 32,5 cm; na camada 40-60 cm, entre 47,5 e 52,5 cm; na camada 60-80 cm, entre 67,5 e 72,5 cm; e na camada 80-100 cm, entre 87,5 e 92,5 cm (Figura 5B).

Figura 4 -Abertura (A) e limpeza (B) da trincheira de 1m² para análise de densidade do solo.

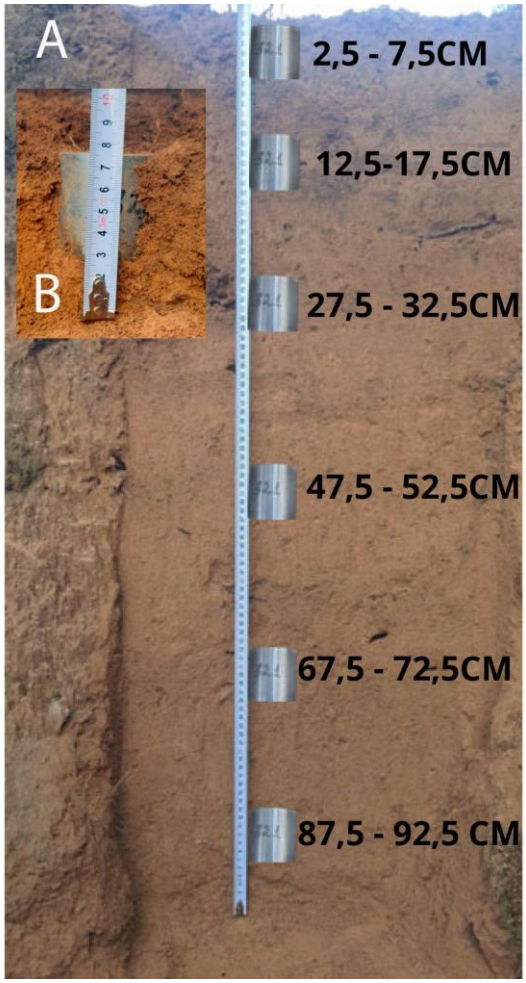


Figura 5 - Localização e amostragem de solos em diferentes profundidades (A) e disposição do cilindro dentro de cada profundidade (B).

Após a abertura da trincheira de 1 m², remova a camada superficial de resíduos orgânicos ou folhas para expor o solo na borda da trincheira. Cave com uma espátula até a profundidade desejada para a inserção do cilindro no solo. Posicione o cilindro sobre a superfície com auxílio do trado tipo castelo (Figura 6A) e realize batidas com a marreta de borracha sobre o trado, inserindo o cilindro no solo até que o solo ultrapasse o nível superior do cilindro (Figura 6B). Cuidado para não compactar o solo dentro do anel volumétrico. Após inserir o cilindro, use uma faca ou espátula para remover o excesso de solo ao redor do cilindro (Figura 6C e D), nivelando a amostra com a borda do recipiente e garantindo um volume exato. Em seguida, retire o cilindro do solo com cuidado para evitar a perda ou compressão da amostra (Figura 7A). Para evitar a perda de solo ao manusear as amostras, coloque um "pano" de 10x10 cm na base do cilindro e fixe-o por meio de um elástico ao cilindro (Figura 7B). Embrulhe o cilindro contendo a amostra em

papel alumínio (Figura 7C), acomode em um isopor para evitar a incidência de luz e oscilação de temperatura e leve para o laboratório. Evite movimentar o isopor com as amostras. Após a coleta, pese a amostra imediatamente para obter o peso fresco do solo e anote o valor com precisão.

Figura 6 - Procedimento de coleta para avaliar a densidade do solo. Introdução (A), ampliação da abertura (B) e limpeza ao redor (C) e acima do cilindro (D).

Para a secagem da amostra, coloque-a em uma estufa a 105 °C por 24 horas, ou até que atinja um peso constante, retire o elástico dos cilindros antes. Esse processo garante a remoção completa da água, permitindo a determinação da densidade do solo seco. Após a secagem, retire a amostra da estufa, deixe-a esfriar em um dessecador para evitar a reabsorção de umidade, pese-a novamente, anotando o valor obtido.

A densidade do solo seco (ρ) é calculada dividindo-se a massa do solo seco (g) pelo volume conhecido do cilindro utilizado (cm^3) (Embrapa, 2017). Lembrar de descontar o peso do paninho e do cilindro para determinação da massa de solo seco. Utilizar a seguinte fórmula:

$$\rho = \frac{massa\ de\ solo\ seco}{Volume\ do\ cilindro}$$

Os resultados são obtidos em g/cm^3 e podem ser convertidos diretamente para kg/dm^3 ou mg/m^3.

Figura 7 - Limpeza do cilindro (A), colocação do suporte para manter o solo intacto dentro do cilindro (B) e conservação das amostras em papel alumínio (C).

2.2.1.4 Microrganismos de solo

A coleta de solo para o estudo de microrganismos tem como principais objetivos o sequenciamento do DNA ambiental e o isolamento e cultivo das espécies. Para esta coleta, utilizaremos uma amostra composta, coletada a cada 50m de distância dentro das parcelas RAPELD. Assim, a primeira amostra será retirada no ponto 0, seguida do ponto 50 e assim por diante até chegar ao 250. As amostras serão coletadas a uma profundidade de 0-10 cm, após a remoção da serapilheira, utilizando trado, perfurador de areia Auger Edelman, cilindro metálico com dimensões padronizadas (5 cm de diâmetro x 5 cm de altura). O cilindro deve ser inserido no solo com o auxílio de uma marreta de borracha, e uma faca ou espátula deve ser utilizada para cortar o solo ao redor, garantindo a extração uniforme da amostra (Adaptado de Venturini et al., 2022).

Visando evitar contaminação, os pesquisadores deverão usar luvas esterilizadas e ferramentas limpas em cada ponto de coleta. Aproximadamente 10g de solo devem ser armazenadas em sacos plásticos e/ou tubos Falcon de 15 mL, devidamente etiquetados com o número da parcela e o número da amostra, e preferencialmente, os tubos contendo as amostras devem ser armazenados em caixas térmicas com gelo, ou em nitrogênio líquido, para garantir a integridade do DNA. Ao todo, serão coletadas amostras em seis pontos por parcela, que serão homogeneizadas em campo para análise metagenômica (Figura 8). É fundamental trocar as luvas e o saco plástico a cada parcela e esterilizar o trado holandês utilizando álcool 70º ou água destilada, para evitar qualquer risco de contaminação.

Devem ser evitados ciclos repetidos de congelamento e descongelamento durante o transporte, pois isso pode comprometer a integridade das amostras. No laboratório, as amostras devem ser mantidas continuamente sob congelamento, preferencialmente a temperaturas de -20°C ou -80°C, até a primeira etapa de processamento que consiste na extração do DNA diretamente do solo (Adaptado de McPherson et al., 2018). Caso esta etapa seja realizada em laboratório distante do ponto de coleta, o envio deverá ser feito em gelo seco, em uma caixa de isopor específica (EPS Isopor®) para assegurar a integridade das amostras. Com o DNA extraído, podem ser utilizados métodos de alto rendimento para sequenciamento de todos os microrganismos presentes no solo simultaneamente, ou abordagens direcionadas para a amplificação de grupos específicos de microrganismos, conforme os objetivos do estudo.

Para coletas destinadas ao isolamento de microrganismos de solo, deve ser retirada 60 g de uma amostra composta, obtida pela mistura de solo proveniente dos seis pontos de coleta de cada parcela, e acondicionada em um tubo Falcon de 15 mL (Figura 9).

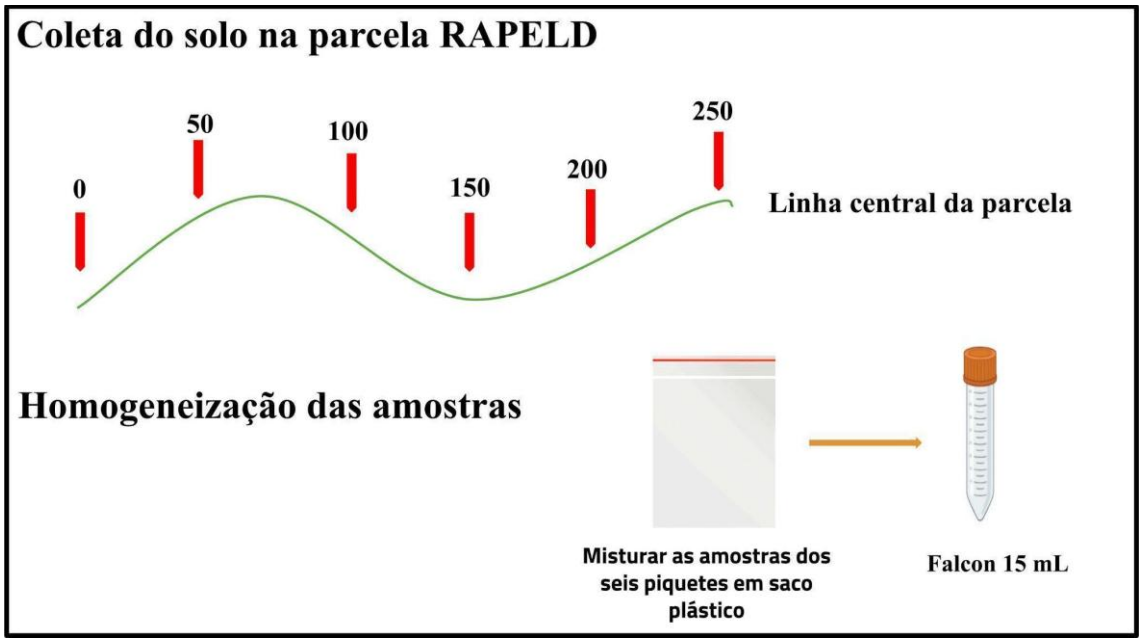


Figura 8 – Distribuição equidistante dos pontos de coleta (0, 50, 100, 150, 200 e 250 m) na linha central da parcela RAPELD para isolamento de microrganismos de solo.

O processo de obtenção do solo para esta etapa deve seguir os mesmos procedimentos adotados na coleta de amostras destinadas à extração de DNA. Em seguida, as amostras devem ser acondicionadas em sacos plásticos e transportadas ao laboratório, onde serão processadas de acordo com metodologias específicas de

isolamento e cultivo, adequadas às características biológicas dos microrganismos alvo. Contudo, é importante destacar que as amostras coletadas para este propósito não devem ser submetidas a congelamento em nenhuma etapa, a fim de preservar a viabilidade dos microrganismos. Para garantir a integridade das amostras e possibilitar o isolamento futuro dos microrganismos, elas devem ser armazenadas a 4°C.

Nematoides de solo

No laboratório, as amostras devem ser acondicionadas em câmara fria, geladeira ou sala climatizada (no máximo a 20°C) até o início do processamento e extração dos nematoides. A extração dos nematoides do solo será realizada seguindo o método de Jenkins (1964). De cada amostra composta, será retirada uma alíquota de 250 cm^3 de solo, que será agitada em água por 1 minuto. Após 20 segundos de espera para as partículas mais grosseiras de solo decantar, a suspensão será vertida em uma peneira de 40 mesh (abertura de 0,43 mm) acoplada a uma peneira de 400 mesh (abertura de 0,038 mm). O material retido na peneira de 400 mesh será recolhido em um recipiente e, posteriormente, centrifugado em solução de sacarose. Após centrifugação, as amostras serão submetidas ao "banho-maria" a 55°C por 5 minutos para morte dos espécimes. Posteriormente, serão fixadas em solução de Golden (Hopper, 1970) e realizado o preparo das lâminas permanentes que permitirá armazenar as amostras até que sejam identificadas.

A identificação das comunidades será realizada por meio de taxonomia clássica pela observação em microscópio óptico com objetivas em posição invertida. A quantificação dos espécimes será realizada em 1ml da amostra em lâmina de peters chegando à identificação de hábito alimentar, que será segundo Yeates et al. (1993).

2.2.2 Locais de difícil acesso e com pouca infraestrutura

Em locais de difícil acesso, com longos deslocamentos ou limitações para obtenção de gelo, recomenda-se que a coleta de amostras que exigem refrigeração seja realizada o mais próximo possível do retorno da equipe. Essa medida visa evitar a degradação das amostras e preservar suas propriedades até a chegada ao laboratório. Também se sugere que as amostras sejam compostas no próprio local de coleta, respeitando os pontos e profundidades indicados na Figura 1, o que otimiza o tempo da equipe em campo, reduz custos com materiais e transporte, e facilita o acondicionamento

adequado. Por fim, é essencial refrigerar as amostras o mais rapidamente possível, garantindo que o intervalo entre a coleta e a chegada ao laboratório não ultrapasse cinco dias.

3 PERSPECTIVAS

O protocolo proposto para coleta e monitoramento de solos em parcelas RAPELD apresenta um alto potencial para expandir o conhecimento sobre dinâmicas do solo em diferentes escalas geográficas e temporais. Este método já consolidado para outras análises ambientais demonstra sua eficácia ao padronizar a coleta, permitindo comparações entre áreas distintas e a geração de bancos de dados consistentes. A abordagem proposta não visa apenas o entendimento local, mas também fornece subsídios para análises regionais e biogeográficas, ampliando a compreensão das interações entre o solo e os ecossistemas florestais.

A aplicação desse protocolo oferece insights fundamentais sobre a fertilidade do solo, retenção de carbono, diversidade microbiana e contenção de metais pesados. A análise das frações de carbono – total, lábil e pirogênico – pode revelar os papéis do solo no sequestro de carbono e na mitigação das mudanças climáticas. Já o monitoramento de metais pesados contribui para identificar áreas vulneráveis à contaminação ambiental, proporcionando informações críticas para a gestão e recuperação dessas regiões.

Além disso, a inclusão de dados microbianos amplia as possibilidades de entender as interações ecológicas subterrâneas e sua relação com a saúde e a sustentabilidade dos ecossistemas. O protocolo também permite monitorar, ao longo do tempo, a diversidade de organismos do solo, bem como os teores de carbono, metais pesados e macro e micronutrientes, em função do uso do solo e das mudanças climáticas atuais.

Finalmente, a perspectiva de integrar os dados obtidos aos bancos de dados ecológicos e metadados facilita o reaproveitamento das informações por pesquisadores e tomadores de decisão. Esse protocolo não só potencializa o uso eficiente de recursos destinados às ciências, mas também promove a geração de conhecimento aplicável à conservação ambiental e ao manejo sustentável em diferentes biomas.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1. Ficha de Campo – Protocolo de Solos (RAPELD**);**

S2. Etiquetas de identificação da amostra;

S3. Modelo de Banco de Dados e Metadados.

Material disponível em: https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/tree/main/MS_Protocolo_Solos

5 AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao INCT-CENBAM (CNPq N. 406474/2022-2) e ao CNPq pela aprovação do projeto PPBio "Ecossistema e Saúde única na Amazônia Ocidental" e "Inventários "(Proc. N. 441228/2023-2 e 441260/2023-3, respectivamente) pelo suporte financeiro. Agradecemos às instituições públicas e privadas que permitiram a instalação de módulos e grades de monitoramento usando o sistema a RAPELD em suas áreas. Este artigo integra uma edição especial financiada pelos projetos PPBio Amazônia Ocidental (CNPq, processos nº 441260/2023-3 e 441228/2023-2), INCT-CENBAM (CNPq, processo nº 406474/2022-2) e CAPACREAM (CNPq, processo nº 444350/2024-1).

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alloway, B. J. (2013). *Heavy metals in soils: Trace metals and metalloids in soils and their bioavailability*. Springer Science & Business Media.

Bastos, W. R., Malm, O., Pfeiffer, W. C., & Cleary, D. (1998). Establishment and analytical quality control of laboratories for Hg determination in biological and geological samples in the Amazon, Brazil. *Ciência e Cultura*, 50, 255–260.

Blum, W. E. H. (2018). Importance of soil monitoring for sustainable soil management. *Environmental Monitoring and Assessment, 190*(8), 448.

Decanës, T., Lavelle, P., Jiménez, J. J., Escobar, G., & Rippstein, G. (2006). The values of soil animals for conservation biology. *European Journal of Soil Biology, 42*, S23–S38.

Environmental Protection Agency (EPA). (1996). *EPA Method 3050B: Acid digestion of sediments, sludges and soils*. U.S. Environmental Protection Agency.

EMBRAPA. (2017). *Manual de métodos de análise de solo*. Centro Nacional de Pesquisa de Solos.

Giller, K. E., Beare, M. H., Lavelle, P., Izac, A. M. N., & Swift, M. J. (2013). Soil biodiversity in natural ecosystems and its role in ecosystem functions. *Applied Soil Ecology, 6*(1), 3–16.

Hopper, D. J. (1970). Handling, fixing, staining, and mounting nematodes. In J. F. Southey (Ed.), *Laboratory methods for work with plant soil nematodes* (pp. 34–38). Commonwealth Agricultural Bureaux, Herts, Technology Bulletin.

Jenkins, W. R. (1964). A rapid centrifugal-floration technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter, 48*(7), 692

Kabata-Pendias, A., & Pendias, H. (2011). *Trace elements in soils and plants* (4th ed.). CRC Press.

Lal, R. (2004). Soil carbon sequestration impacts on global climate change and ecosystem health. *Science, 304*(5677), 1623–1627.

Lehmann, J., & Joseph, S. (2015). *Biochar for environmental management: Science, technology and implementation*. Routledge.

Magnusson, W. E., et al. (2013). *Biodiversidade e monitoramento ambiental integrado: O sistema RAPELD na Amazônia*. Áttema Design Editorial.

McPherson, M. R., Wang, P., Marsh, E. L., Mitchell, R. B., & Schachtman, D. P. (2018). Isolation and analysis of microbial communities in soil, rhizosphere, and roots in perennial grass experiments. *Journal of Visualized Experiments, 137*, 57932.

Moreira, A. (2012). Precisão é exigência na coleta de solo. *Campo & Negócios*, 9, 6–8.

Nadeau, M. B., & Sullivan, T. P. (2015). Relationships between plant biodiversity and soil fertility in a mature tropical forest, Costa Rica. *International Journal of Forestry Research, 2015*(1), 1–10. https://doi.org/10.1155/2015/732946

Silva, V. F., Oliveira, A. G., & Souza, D. R. (2021). Soil fertility in forest ecosystems. *Revista Brasileira de Ecologia e Conservação, 15*, 72–85.

Venturini, A. M., Gontijo, J. B., Mandro, J. A., Paula, F. S., Yoshiura, C. A., Da França, A. G., & Tsai, S. M. (2022). Genome-resolved metagenomics reveals novel archaeal and bacterial genomes from Amazonian forest and pasture soils. *Microbial Genomics, 8*(7).

Yeates, G. W., Bongers, T., de Goede, R. G. M., Freckman, D. W., & Georgieva, S. S. (1993). Feeding habits in nematode families and genera: An outline for soil ecologists. *Journal of Nematology, 25*(3), 315–331.

Zimmermann, M., Leifeld, J., Schmidt, M. W., Smith, P., & Fuhrer, J. (2012). Measured soil organic matter fractions can be related to pools in the RothC model. *European Journal of Soil Science, 58*(3), 658–667.

Submetido em: **30 de outubro de 2024**
Aprovado em: **22 de maio de 2025**
Publicado em: **15 de julho de 2025**

AUTORIA

Autor 1:

Nome: Domingos de Jesus Rodrigues

Breve currículo: Doutor em Ecologia pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Professor da Universidade Federal de Mato Grosso

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso - UFMT

E-mail: domingos.rodrigues@ufmt.br

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-8360-2036

Autor 2:

Nome: Fabiano André Petter

Breve currículo: Doutor em Agronomia pela Universidade Federal de Goiás, Professor da Universidade Federal de Mato Grosso

Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso – UFMT

E-mail: fabiano.petter@ufmt.br

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-1470-1671

Autor 3

Nome: Renato Marques

Breve currículo: Doutor em Sciences Forestieres pela Ecole Nationale Du Genie Rural Des Eaux Et Des Forets, ENGREF, França, Professor da Universidade Federal do Paraná

Instituição: Universidade Federal do Paraná – UFPR

E-mail: rmarques1961@gmail.com

País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-3011-6672

Autor 4
Nome: Caroline Miranda Biondi
Breve currículo: Doutora em Ciência do Solo pela Universidade Federal Rural de Pernambuco, Professora da Universidade Federal de Pernambuco
Instituição: Universidade Federal Rural de Pernambuco
E-mail: caroline.biondi@ufrpe.br
País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-7420-8133

Autor 5
Nome: Helena Bergallo
Breve currículo: Doutora em Ecologia pela Universidade Estadual de Campinas, Professora da Universidade Estadual do Rio de Janeiro
Instituição: Universidade Estadual do Rio de Janeiro – UERJ
E-mail: nena.bergallo@gmail.com
País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9771-965X

Autor 6
Nome: Bruno Tomio Goto
Breve currículo: Doutor em Biologia de Fungos pela Universidade Federal de Pernambuco, Professor da Universidade Federal do Rio Grande do Norte
Instituição: Universidade Federal do Rio Grande do Norte – UFRN
E-mail: bruno.goto@ufrn.br
País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-6157-4954

Autor 7

Nome: Mariana Bessa de Queiroz

Breve currículo: Doutoranda em Sistemática e Evolução pela Universidade Federal do Rio Grande do Norte

Instituição: Universidade Federal do Rio Grande do Norte – UFRN

E-mail: marianabessaqz@gmail.com

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-0197-7203

Autor 8

Nome: Wanderley Rodrigues Bastos

Breve currículo: Doutor em Ciências Biológicas pela Universidade Federal do Rio de Janeiro, Professor da Universidade Federal de Rondônia.

Instituição: Universidade Federal de Rondônia - UNIR

E-mail: bastoswr@unir.br

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-2105-9947

Autor 9

Nome: Letícia Nicole Spanamberg Souza

Breve currículo: Graduada em Química pela Universidade Federal de Rondônia.

Instituição: Universidade Federal de Rondônia - UNIR

E-mail: let.nic.span.18@gmail.com

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0009-0003-9301-0987

Autor 10

Nome: Lucas Mateus de Souza Lucena

Breve currículo: Graduado em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Rondônia.

Instituição: Universidade Federal de Rondônia - UNIR
E-mail: lucasmateuslucenabr@gmail.com
País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0009-0005-8260-4805

Autor 11
Nome: Onã da Silva Freddi
Breve currículo: Doutor em Agronomia pela Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Professor da Universidade Federal de Mato Grosso
Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso – UFMT
E-mail: ona.freddi@ufmt.br
País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-1617-6954

Autor 12
Nome: Kethelin Cristine Laurindo de Oliveira
Breve currículo: Doutoranda em Ecologia pela Universidade Federal de Mato grosso, Professora na Universidade do Estado de Mato Grosso.
Instituição: Universidade do Estado de Mato Grosso - UNEMAT
E-mail: kethelinlaurindo@hotmail.com
País: Brasil
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-5235-9504

Autor 13
Nome: Aretha Franklin Guimarães
Breve currículo: Doutora em Botânica Aplicada pela Universidade Federal de Lavras, Pesquisadora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA
E-mail: areguimaraes@gmail.com
País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-0375-1945

Autor 14

Nome: Valdir da Costa Mendes

Breve currículo: Mestre em Agricultura no Trópico Úmido pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia -INPA

E-mail: mendesvaldir27@gmail.com

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0001-8901-1563

Autor 15

Nome: Thiago Fernandes Sousa

Breve currículo: Doutorando em Biotecnologia na Universidade Federal do Amazonas.

Instituição: Universidade Federal do Amazonas - UFAM

E-mail: fernandesthiago9620@gmail.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-7451-9839

País: Brasil

Autor 16

Nome: Kely da Silva Cruz

Breve currículo: Doutora em Biodiversidade (Rede-Bionorte), Pesquisadora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA

E-mail: cruzsk@outlook.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-5951-7042

País: Brasil

Autor 17

Nome: Douglas de Moraes Couceiro

Breve currículo: Doutor em Biodiversidade e Biotecnologia (Rede Bionorte),

Pesquisador na Embrapa Amazônia Ocidental

Instituição: Embrapa Amazônia Ocidental

E-mail: douglasmcouceiro@gmail.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-4189-7478

País: Brasil

Autor 18

Nome: Gilvan Ferreira da Silva

Breve currículo: Doutor em Microbiologia pela Universidade Federal de Viçosa,

Pesquisador da Embrapa Amazônia Ocidental

Instituição: Embrapa Amazônia Ocidental

E-mail: gilvan.silva@embrapa.br

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-2828-8299

Autor 19

Nome: William Ernest Magnusson

Breve currículo: Doutor em Ciências Biológicas pela Universidade de Sydney.

Pesquisador do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA

E-mail: wemagnusson@gmail.com

País: Brasil

Orcid: https://orcid.org/0000-0003-1988-3950