

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE PONTA GROSSA
SETOR DE ENGENHARIAS, CIÊNCIAS AGRÁRIAS E DE TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

LETHICIA BUENO DA SILVA

IMPACTO DO TERRACEAMENTO EM PLANTIO DIRETO NOS ATRIBUTOS
BIOLÓGICOS NA REGIÃO DOS CAMPOS GERAIS DO PARANÁ

PONTA GROSSA

2025

LETHICIA BUENO DA SILVA

IMPACTO DO TERRACEAMENTO EM PLANTIO DIRETO NOS ATRIBUTOS
BIOLÓGICOS NA REGIÃO DOS CAMPOS GERAIS DO PARANÁ

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia para obtenção do título de Mestre em Agronomia na Universidade Estadual de Ponta Grossa, Área de Ciência do Solo e Recursos Ambientais, Linha de Pesquisa: Uso e Manejo dos Recursos Naturais.

Orientador: Prof. Dr. Rafael Mazer Etto

PONTA GROSSA

2025

S586 Silva, Lethicia Bueno da
Impacto do terraceamento em plantio direto nos atributos biológicos na região dos Campos Gerais do Paraná / Lethicia Bueno da Silva. Ponta Grossa, 2025.
82 f.

Dissertação (Mestrado em Agronomia - Área de Concentração: Ciência do Solo e Recursos Ambientais), Universidade Estadual de Ponta Grossa.

Orientador: Prof. Dr. Rafael Mazer Etto.

1. Saúde do solo. 2. Indicadores biológicos. 3. Terraços agrícolas. I. Etto, Rafael Mazer. II. Universidade Estadual de Ponta Grossa. Ciência do Solo e Recursos Ambientais. III.T.

CDD: 631



LETHICIA BUENO DA SILVA

**“IMPACTO DO TERRACEAMENTO EM PLANTIO DIRETO NOS ATRIBUTOS BIOLÓGICOS NA
REGIÃO DOS CAMPOS GERAIS DO PARANÁ”**

Dissertação apresentada para obtenção do título de
Mestre em Agronomia na Universidade Estadual de
Ponta Grossa, Área de Ciência do Solo e Recursos
Ambientais.

Ponta Grossa, 30 de julho de 2025.

Documento assinado digitalmente
 **RAFAEL MAZER ETTO**
Data: 30/07/2025 15:14:14-0300
Verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Prof. Dr. Rafael Mazer Etto
Doutor em Ciências
Universidade Estadual de Ponta Grossa

Documento assinado digitalmente
 **LUIS MIGUEL SCHIEBELBEIN**
Data: 30/07/2025 18:13:28-0300
Verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Prof. Dr. Luis Miguel Schiebelbein
Doutor em Agronomia
Universidade Estadual de Ponta Grossa

Documento assinado digitalmente
 **ARNALDO COLOZZI FILHO**
Data: 01/08/2025 15:20:27-0300
Verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Dr. Arnaldo Colozzi Filho
Doutor em Agronomia
Instituto de Desenvolvimento Rural do Paraná

Dedico esta dissertação aos meus pais, pelo amor, apoio, educação, caráter e ensinamentos que me trouxeram até aqui

AGRADECIMENTOS

A Deus, por ser meu alicerce em todos os momentos. Por me fazer acreditar que tudo tem seu tempo e propósito, e que cada desafio carrega consigo um ensinamento.

Aos meus pais, Sandro e Ivanete, com todo amor do mundo. Obrigada por cada oração, por cada palavra de carinho e incentivo. O amor e o exemplo de vocês me moldaram e me trouxeram até aqui.

Aos meus orientadores, Carol e Rafael, minha mais profunda gratidão. A forma humana, generosa e competente com que conduziram esse processo fez toda a diferença. Vocês são verdadeiras inspirações e bênçãos na minha trajetória.

Ao grupo de pesquisa do LABMOM, que se tornou uma segunda família. Obrigada por tornarem o ambiente de trabalho mais leve. Essa caminhada jamais teria sido a mesma sem a presença de vocês. A alegria diária, o apoio mútuo e os muitos cafés compartilhados foram essenciais para tornar essa jornada possível.

Em especial, à minha amiga Kauane Szemocoviaki, obrigada por ser meu braço direito em incontáveis análises. Sua dedicação, paciência e parceria me acompanharam ao longo de todo o processo, sendo essencial para que eu chegasse até aqui.

Ao meu parceiro de vida, Daniel, obrigada por tudo. Por acreditar em mim e me incentivar sempre. Por estar ao meu lado nos fins de semana no laboratório, nos dias de estresse e também nas conquistas. Sua paciência, carinho e apoio constante foram fundamentais para que eu pudesse seguir firme até o fim. Obrigada por caminhar comigo com tanta dedicação e entrega.

Aos meus amigos de vida, Kauane, Ryan e Vitória: obrigada por estarem sempre presentes, mesmo quando a correria da vida me afastou um pouco do convívio. Vocês fazem parte da minha história de um jeito muito especial, e sou muito grata por isso.

À Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), à Fundação Araucária, ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), ao Novo Arranjo de Pesquisa e Inovação (NAPI) e ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da UEPG (PPGA), meu sincero agradecimento pelo apoio institucional e financeiro que possibilitaram a realização deste trabalho.

“A felicidade pode ser encontrada inclusive nos momentos mais escuros; só é preciso se lembrar de acender a luz” (J.K. Rowling)

RESUMO

SILVA, L.B. **Impacto do terraceamento em plantio direto nos atributos biológicos na região dos Campos Gerais do Paraná.** 2025. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa-PR, 2025.

A saúde do solo é essencial para a sustentabilidade dos sistemas agrícolas, pois influencia diretamente a produtividade, o equilíbrio dos ciclos de nutrientes e a conservação ambiental. Este estudo avaliou o efeito temporal do terraceamento sobre a saúde biológica do solo em áreas manejadas sob sistema de plantio direto, entre os anos de 2020 e 2024, na Fazenda Escola “Capão da Onça” (UEPG), Paraná. Foram comparadas duas megaparcels: uma com terraços (CT) e outra sem terraços (ST), ambas sob plantio direto. Os indicadores biológicos analisados incluíram biomassa microbiana (C-BMS e N-BMS), atividade microbiana (respiração basal e quociente metabólico), proteínas do solo relacionadas à glomalina (facilmente extraível e total) e atividade enzimática (arilsulfatase, beta-glicosidase, fosfatase ácida e urease). Os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Shapiro-Wilk e, Diante da não normalidade, utilizou-se o teste de Friedman, seguido do teste de Wilcoxon para comparações múltiplas, adotando-se nível de significância de 0,05. A implantação dos terraços promoveu melhorias significativas na saúde do solo, com maiores valores de N-BMS, urease, proteínas do solo relacionadas à glomalina-facilmente extraível e total e fosfatase ácida ao longo do tempo. O quociente metabólico foi o atributo mais variável, enquanto a urease se mostrou mais estável. Em 2020, houve maior heterogeneidade entre os indicadores, ao passo que em 2024 foi observado o melhor desempenho biológico, sugerindo efeitos cumulativos do manejo. N-BMS e urease foram os indicadores mais sensíveis para diferenciar os sistemas, enquanto outros apresentaram maior irregularidade. O sistema sem terraço apresentou maior variabilidade, com dispersão 47% superior ao sistema com terraços.

Palavras-chave: Saúde do solo; Indicadores biológicos; Terraços agrícolas.

ABSTRACT

SILVA, L.B. **Impact of Terracing in No-Till Systems on Biological Soil Attributes in the Campos Gerais Region of Paraná. 2025.** Dissertation (Master's in Agronomy) – State University of Ponta Grossa, Ponta Grossa-PR, 2025.

Soil health is essential for the sustainability of agricultural systems, as it directly influences productivity, nutrient cycling, and environmental conservation. This study evaluated the temporal effect of terracing on biological soil health in areas managed under a no-till system between 2020 and 2024, at the “Capão da Onça” Teaching Farm (UEPG), Paraná. Two megaplots were compared: one with terraces (CT) and one without terraces (ST), both under no-till management. The biological indicators analyzed included microbial biomass (C-MB and N-MB), microbial activity (basal respiration and metabolic quotient), soil proteins related to glomalin (easily extractable and total), and enzymatic activity (arylsulfatase, β -glucosidase, acid phosphatase, and urease). Data were subjected to the Shapiro–Wilk normality test, and due to non-normality, the Friedman test was applied, followed by the Wilcoxon test for multiple comparisons, adopting a significance level of 0.05. The implementation of terraces promoted significant improvements in soil health, with higher values of N-MB, urease, easily extractable and total glomalin-related soil proteins, and acid phosphatase over time. The metabolic quotient was the most variable attribute, whereas urease showed greater stability. In 2020, greater heterogeneity among the indicators was observed, while in 2024, the best biological performance occurred, suggesting cumulative management effects. N-MB and urease were the most sensitive indicators for distinguishing between systems, whereas others showed greater irregularity. The system without terracing exhibited greater variability, with dispersion 47% higher than the terraced system.

Keywords: Soil health; Biological indicators; Agricultural terraces.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de localização da área de estudo. Ponta Grossa, Paraná.	28
Figura 2. Disposição dos tratamentos na área experimental	29
Figura 3. Sequência de cultivos realizados nas megaparcelsas experimentais.	29
Figura 4. Procedimento simplificado para a quantificação de CBM.	33
Figura 5. Progresso térmico durante a digestão do NBM pelo método de Kjeldahl.	35
Figura 6. Procedimento simplificado para a quantificação de NBM.	37
Figura 7. Procedimento simplificado para a quantificação de RBS	40
Figura 8. Procedimento simplificado da PSRG-FE	43
Figura 9. Procedimento simplificado da PSRG-T	44
Figura 10. Procedimento simplificado da para a quantificação das Enzimas: ARS, BG e FA	49
Figura 11. Procedimento simplificado da para a quantificação das Enzima URE	51
Figura 13. RBS (A) e qCO_2 (B) ao longo dos anos de 2020 a 2024, em áreas sob plantio direto com (CT) e sem terraceamento (ST).	61
Figura 14. C-BMS (A), BG (B) e ARS (C) ao longo dos anos de 2020 a 2024, em áreas sob plantio direto com (CT) e sem terraceamento (ST).	65

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Preparação da curva padrão de NH_4^+	36
Tabela 2. Principais diferenças metodológicas no processamento da PSRG.	41
Tabela 3. Preparo da Curva de Calibração por diluição seriada da BSA	44
Tabela 4. Preparo da Curva de Calibração com Bradford	45
Tabela 5. Preparo da Curva de Calibração para Determinação de pNF (p-nitrofenol) da Enzima Arilsulfatase	47
Tabela 6. Preparo da Curva de Calibração para Determinação de pNF (p-nitrofenol) da Enzima β -glicosidase	48
Tabela 7. Construção da curva de calibração para N-NH_4^+ .	52
Tabela 8. Comparação das principais características metodológicas das análises enzimáticas.	52
Tabela 9. Valores medianos, de 1º quartil e de 3º quartil dos indicadores biológicos do solo: NBM; PSRG-FE; PSRG-T; FA e URE avaliados com terraceamento (CT) e sem terraceamento (ST) em 2020, 2021, 2022 e 2024.	61
Tabela 10. Valores medianos, de 1º quartil e de 3º quartil dos indicadores biológicos do solo: RBS e qCO_2 avaliados com terraceamento (CT) e sem terraceamento (ST) em 2020, 2021, 2022 e 2024.	64
Tabela 11. Valores medianos, de 1º quartil e de 3º quartil dos indicadores biológicos do solo: CBM, ARS e BG e qCO_2 avaliados com terraceamento (CT) e sem terraceamento (ST) em 2020, 2021, 2022 e 2024.	69

LISTA DE EQUAÇÕES

EQUAÇÃO CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (CBM)	33
EQUAÇÃO NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA (NBM)	37
EQUAÇÃO RESPIRAÇÃO BASAL DO SOLO (RBS)	40
EQUAÇÃO QUOCIENTE METABÓLICO (QCO ₂)	41
EQUAÇÃO PROTEÍNAS DO SOLO RELACIONADAS À GLOMALINA	45
EQUAÇÃO PARA DETERMINAÇÃO DAS ATIVIDADES DAS ENZIMAS: ARS, BG E FA.	49
EQUAÇÃO UREASE (URE)	52

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	13
2 OBJETIVOS	15
2.1 OBJETIVO GERAL	15
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	15
3 HIPÓTESES	16
4 REFERENCIAL TEÓRICO	17
4.1 SAÚDE DO SOLO	17
4.2 EFEITOS DO SISTEMA PLANTIO DIRETO NA CONSERVAÇÃO DO SOLO ...	18
4.3 TERRAÇOS AGRÍCOLAS COMO ESTRATÉGIA DE CONSERVAÇÃO	19
4.4 MANEJO INTEGRADO DAS PRÁTICAS CONSERVACIONISTAS PARA A PRESERVAÇÃO DO SOLO.....	20
4.5 INDICADORES BIOLÓGICOS DO SOLO	21
5 METODOLOGIA.....	27
5.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL	27
5.2 HISTÓRICO E CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA.....	28
5.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL	29
5.4 AMOSTRAGEM DE SOLO	29
5.5 AVALIAÇÕES BIOLÓGICAS.....	30
5.5.1 BIOMASSA MICROBIANA DO SOLO (BMS).....	30
5.5.1.1 <i>Carbono Da Biomassa Microbiana (CBM)</i>	30
5.5.1.2 <i>Nitrogênio Da Biomassa Microbiana (NBM)</i>	33
5.5.2 ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO (AMS).....	37
5.5.2.1 <i>Respiração Basal do Solo (RBS) e Quociente Metabólico (qCO₂)</i>	37
5.5.3 PROTEÍNAS DO SOLO RELACIONADAS À GLOMALINA	40
5.5.3.1 <i>Proteína do Solo Relacionada à Glomalina Facilmente Extraível (PSRG-FE)</i>	41
5.5.3.2 <i>Proteína do Solo Relacionada à Glomalina Total (PSRG-T)</i>	43
5.5.4 ATIVIDADE ENZIMÁTICA DO SOLO (AES)	45
5.5.4.1 <i>Arilsulfatase (ARS)</i>	45
5.5.4.2 <i>Beta-Glicosidase (BG)</i>	47
5.5.4.3 <i>Fosfatase Ácida (FA)</i>	48
5.5.4.4 <i>Urease (URE)</i>	49
5.5.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA	52
6 RESULTADOS E DISCUSSÃO	53

6.1 INDICADORES COM SUPERIORIDADE ESTÁVEL NO TRATAMENTO COM TERRAÇO	53
6.2 INDICADORES COM SUPERIORIDADE ESTÁVEL NO TRATAMENTO SEM TERRAÇO	60
6.3 INDICADORES COM SUPERIORIDADE ALTERNANTE ENTRE OS TRATAMENTOS COM E SEM TERRAÇO	63
6.4 ATRIBUTOS MAIS SENSÍVEIS PARA DETECTAR DIFERENÇAS ENTRE TRATAMENTOS COM E SEM TERRAÇO	68
7 CONCLUSÕES.....	70
REFERÊNCIAS	71

1 INTRODUÇÃO

A preservação e o uso sustentável do solo são questões cruciais para a agricultura moderna, especialmente considerando o crescente desafio de alimentar uma população mundial em expansão. A saúde do solo é um conceito multifacetado que reflete a habilidade do solo em sustentar a produção agrícola, regular os ciclos de nutrientes e água, e preservar a diversidade biológica. No entanto, as práticas agrícolas convencionais de cultivo agrícola costumam causar a degradação do solo, causando problemas como a perda de matéria orgânica, a compactação e a erosão, o que compromete sua fertilidade e capacidade produtiva a longo prazo (Lal, 2015). Dessa forma, as estratégias de manejo sustentável do solo agrícola têm se tornado relevantes, com destaque para o sistema de plantio direto, a construção de terraços agrícolas e o uso de indicadores biológicos do solo.

O Sistema Plantio Direto (SPD), uma técnica de cultivo conservacionista amplamente difundida, tem demonstrado eficácia na manutenção do solo, especialmente em áreas sujeitas à erosão. Ao diminuir o revolvimento do solo, essa técnica reduz significativamente a perda de matéria orgânica, aumenta a retenção de água e melhora a estabilidade estrutural do solo (Blanco-Canqui; Lal, 2008,)

A construção de terraços agrícolas também é uma técnica comumente utilizada para a conservação do solo, principalmente em locais com declividade acentuada. Como barreiras físicas, os terraços diminuem o escoamento superficial e evitam a erosão, permitindo que a água se infiltre melhor no solo (Zhang et al., 2019).

Os indicadores biológicos do solo são ferramentas essenciais para avaliar a saúde do solo e monitorar suas condições a longo prazo. Estes indicadores refletem a atividade microbiana, a diversidade e a ciclagem de nutrientes, fornecendo uma visão integrada da sustentabilidade dos sistemas agrícolas. Entre os principais indicadores estão a biomassa microbiana, o carbono da biomassa e o nitrogênio da biomassa, que indicam o estoque de nutrientes disponíveis e a capacidade do solo de sustentar a atividade microbiana (Anderson; Domsch, 2006; De-Polli; Pimentel, 2005). A respiração basal e o quociente metabólico avaliam a atividade metabólica do solo e a eficiência da utilização de carbono pelos microrganismos (Alves et al., 2011; Peña Peña et al., 2005). Além disso, a atividade de enzimas como arilsulfatase, envolvida no ciclo do enxofre (Tabatabai, 1994), fosfatase ácida no ciclo do fósforo (Caldwell, 2005), β -glicosidase no ciclo do carbono (Martinez; Tabatabai, 1997) e urease no ciclo

do nitrogênio (Alef; Nannipieri, 1995) serve como indicadores da capacidade do solo de mineralizar nutrientes essenciais. Outro parâmetro relevante é a presença de proteínas relacionadas à glomalina, que estão associadas à estabilização da matéria orgânica e à formação de agregados do solo, influenciando diretamente o ciclo do carbono e do nitrogênio.

Portanto, a adoção de práticas de manejo sustentável, como o plantio direto, a implementação de terraços agrícolas e o monitoramento de indicadores biológicos do solo, são necessárias para manter a saúde do solo e garantir sua capacidade produtiva. A adoção destas práticas, além de promover a conservação do solo, ajuda a reduzir o impacto ambiental da agricultura, promovendo o sequestro de carbono e reduzindo a erosão. Diante da degradação do solo em diferentes partes do mundo, a gestão e implementação destas medidas são necessárias para garantir a segurança alimentar e sistemas agrícolas sustentáveis a longo prazo.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar o efeito do terraceamento sobre a saúde biológica do solo em áreas manejadas sob sistema de plantio direto

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar anualmente o comportamento dos indicadores biológicos do solo: Carbono da Biomassa Microbiana (C-BMS); Nitrogênio da Biomassa Microbiana (N-BMS); Respiração Basal do Solo (RBS); Proteínas do solo relacionadas à Glomalina (PSRG); Atividade das enzimas β -glicosidase, arilsulfatase, fosfatase ácida e urease.
- Analisar o efeito do terraceamento nos atributos biológicos do solo, com base em dados coletados entre os anos de 2020 a 2024.

3 HIPÓTESES

- O terraceamento agrícola em sistemas de plantio direto promove melhorias progressivas na saúde biológica do solo, na qual a retenção de água e nutrientes, combinada com a redução da erosão, resulta em incrementos significativos na biomassa microbiana, atividade enzimática e acúmulo de proteínas do solo relacionadas à glomalina, estabelecendo equilíbrio ecológico superior ao sistema sem terraceamento.
- A eficiência metabólica microbiana (expressa pelo quociente metabólico) é otimizada progressivamente no sistema com terraceamento, indicando menor estresse fisiológico e maior eficiência na utilização de carbono pelos microrganismos, resultando em maior sequestro de carbono e estabilidade dos agregados do solo

4 REFERENCIAL TEÓRICO

4.1 SAÚDE DO SOLO

O solo constitui uma base essencial para os ciclos ecológicos e para as atividades humanas, exercendo funções fundamentais à estabilidade ambiental e ao bem-estar das populações, ao integrar múltiplos serviços ecossistêmicos. O conceito de saúde do solo tem se consolidado como uma abordagem interdisciplinar recente, diferenciando-se da tradicional de “qualidade do solo” (Janzen et al., 2021). A qualidade do solo representa sua habilidade de atender às necessidades definidas pelo ser humano, como a produção agrícola. A saúde do solo é compreendida como a sua capacidade contínua de atuar como um ecossistema dinâmico e funcional, capaz de sustentar a vida vegetal, animal e humana (Van Bruggen; Semenov, 2000). Um solo considerado saudável não se limita à fertilidade; ele também conserva a biodiversidade e promove o acúmulo e a estabilidade da matéria orgânica. (Bünemann et al., 2018).

A expressão “qualidade do solo” (QS, do inglês soil quality) ganhou relevância na literatura científica a partir dos anos 1990, após a publicação do relatório “Soil and Water Quality: An Agenda for Agriculture” (NRCC, 1993). Esse documento chamou atenção para o papel essencial do solo tanto em ecossistemas naturais quanto em sistemas agrícolas, relacionando sua qualidade à capacidade de manter a produtividade ao longo do tempo. A partir disso, houve um crescimento expressivo nas publicações internacionais sobre o tema, consolidando o solo como um componente central na busca por sustentabilidade ambiental e eficiência da produtividade agrícola (Doran; Parkin, 1994; Karlen et al., 1997; Norfleet et al., 2003; Seybold et al., 1999; Sojka; Upchurch, 1999). De maneira geral, as definições mais recentes apontam que a condição do solo reflete sua competência em desempenhar funções ecológicas dentro dos limites de um ecossistema, mantendo uma interação harmoniosa com o meio ambiente (Larson; Pierce, 1994).

No início da década de 1990, Lal; Pierce (1991) foram fundamentais ao trazer à tona a importância do manejo do solo como elemento-chave para garantir a sustentabilidade na agricultura. Eles descreveram um cenário preocupante, caracterizado pela intensificação da degradação do solo e pelo aumento do uso e impacto de agroquímicos. Além disso, apontaram previsões negativas quanto à

capacidade futura dos solos em sustentar a produção agrícola. Diante desses desafios, os autores defenderam a adoção de práticas de manejo mais eficientes, que buscassem não apenas atender às necessidades das culturas, mas também conservar os atributos essenciais do solo.

Segundo Doran (1997), a qualidade do solo refere-se “A capacidade de um solo funcionar dentro dos limites de um ecossistema natural ou manejado, para sustentar a produtividade de plantas e animais, manter ou aumentar a qualidade do ar e da água e promover a saúde das plantas, dos animais e dos homens”. Esse conceito vai além do uso agrícola, abrangendo também sua função essencial na proteção dos recursos naturais e na estabilidade dos ecossistemas. Um solo considerado saudável é aquele que sustenta o crescimento das plantas, contribui para o controle da água no ambiente e participa ativamente do armazenamento e da reciclagem de nutrientes (Karlen et al., 1997; Larson; Pierce, 1994).

A qualidade do solo (QS) representa o resultado de uma interação equilibrada entre suas características biológicas, físicas e químicas, permitindo que ele desempenhe plenamente suas funções nos ecossistemas. Esse equilíbrio é essencial não só para o crescimento das plantas e o funcionamento dos ciclos naturais, mas também para a preservação dos recursos ambientais, a estabilidade dos ecossistemas e a continuidade da produção agrícola (Doran; Zeiss, 2000).

4.2 EFEITOS DO SISTEMA PLANTIO DIRETO NA CONSERVAÇÃO DO SOLO

O Sistema de Plantio Direto é considerado uma técnica agrícola sustentável e eficaz em diversas regiões do mundo. Sua principal característica é a mínima perturbação do solo, o que favorece a preservação da sua estrutura física, garantindo benefícios agronômicos, assim como benefícios ambientais e econômicos (Hobbs, 2007). Baseado em três pilares: ausência de revolvimento do solo, manutenção de cobertura vegetal permanente e rotação de culturas, o SPD promove a melhoria contínua da qualidade do solo. De acordo com Derpsch et al. (2010), a adoção dessa prática contribui de forma significativa para a contenção da erosão, uma vez que a cobertura com resíduos vegetais protege a superfície contra o impacto direto das chuvas e reduz o escoamento superficial. Estudos demonstram que essa proteção reduz significativamente a perda de solo por erosão hídrica (Bertol et al., 2007; Cassol et al., 2007; Ceretta et al., 2002; Franchini et al., 2003).

Além de reduzir a erosão, o SPD contribui para o aprimoramento das propriedades estruturais, nutricionais e microbiológicas do solo. O acúmulo de matéria orgânica resultante do manejo adequado aumenta a capacidade do solo em reter água e nutrientes, além de favorecer a formação de agregados estáveis, o que melhora a porosidade e a infiltração da água (Lal, 2015). A presença contínua de resíduos vegetais e a não perturbação do solo criam um ambiente propício ao desenvolvimento da biota do solo, intensificando os ciclos de nutrientes e fortalecendo a saúde do solo como um todo (Six et al., 2004).

Outro componente essencial do SPD é a rotação de culturas, prática que contribui diretamente para a manutenção da fertilidade e biodiversidade do solo. Segundo Angers; Caron (1998) e Franzluebbbers (2002), a diversificação de espécies cultivadas melhora a estrutura física do solo, reduz a necessidade de insumos químicos e favorece o uso eficiente dos nutrientes disponíveis.

Portanto, o Sistema de Plantio Direto configura-se como uma estratégia fundamental que busca soluções frente às dificuldades da agricultura moderna. Ao promover a conservação do solo, a melhoria da produtividade e o sequestro de carbono, o SPD se consolida como um instrumento indispensável para a sustentabilidade agrícola (Ceretta et al., 2002; Franchini et al., 2003).

4.3 TERRAÇOS AGRÍCOLAS COMO ESTRATÉGIA DE CONSERVAÇÃO

A construção de terraços agrícolas é uma prática eficaz para a preservação do solo, especialmente em áreas inclinadas e suscetíveis à erosão hídrica (Bai et al., 2019). Essa técnica consiste na construção de estruturas físicas que reduzem o escoamento superficial da água, fragmentando a encosta em partes menores e retardando o fluxo, o que diminui significativamente a perda de solo e nutrientes. Essa prática torna-se especialmente crucial em regiões de clima tropical ou subtropical, onde a intensidade das chuvas pode acelerar a degradação do solo (Wei et al., 2018).

Por seguirem as curvas de nível, os terraços atuam como barreiras naturais, o que permite ampliar a área cultivável e favorecer a conservação dos sistemas solo-água em terrenos inclinados (Cao et al., 2013). Quando bem projetados e manejados, esses sistemas promovem um equilíbrio hidráulico entre as características geomorfológicas da paisagem e intervenção humana planejada, favorecendo a retenção de água e a integridade do solo, com redução significativa das perdas de

solo e nutrientes, estabilizando as encostas e melhorando as condições edáficas locais (Antle et al., 2006; Shao et al., 2013; Yang et al., 2009).

O manejo de encostas por meio dos terraços é reconhecido como uma das práticas de engenharia mais eficientes para a conservação do solo, desde que sejam respeitados critérios técnicos de projeto, construção e manutenção (Morgan, 1986). A construção de terraços em áreas declivosas suaviza a inclinação do terreno ao dividir a encosta em segmentos menores e menos inclinados, o que contribui para a diminuição do escoamento superficial e a mitigação da erosão (Xu et al., 2011; Yang et al., 2009).

Além disso, essas estruturas favorecem o aumento da capacidade do solo em absorver a água e reduzem a produção de sedimentos, o que contribui para o equilíbrio entre as condições geomorfológicas naturais e as práticas agrícolas adotadas (Schönbrodt-Stitt et al., 2013). A retenção de sedimentos e nutrientes promovida pelos terraços contribui para a melhoria da qualidade do solo, sendo ainda potencializada pelo aumento da retenção de água e pelo acúmulo de matéria orgânica, fatores essenciais para a produtividade agrícola sustentável (Lal, 2001).

Para garantir a eficiência e durabilidade dos terraços, a cobertura vegetal e a rotação de culturas são práticas complementares indispensáveis. A cobertura vegetal protege o solo contra a ação erosiva do vento e das chuvas, promovendo a retenção de umidade e a incorporação de matéria orgânica. Por sua vez, a rotação de culturas atua para restaurar a qualidade do solo e a biodiversidade, fortalecendo o sistema como um todo (Govaerts et al., 2008; Thierfelder; Wall, 2010).

Em suma, os terraços agrícolas constituem uma ferramenta vital para a conservação do solo em regiões com alta probabilidade de erosão, ao promoverem a redução das perdas hídricas e de solo, a melhoria das condições edáficas e a sustentabilidade das atividades agrícolas.

4.4 MANEJO INTEGRADO DAS PRÁTICAS CONSERVACIONISTAS PARA A PRESERVAÇÃO DO SOLO

A combinação de práticas conservacionistas, como o Sistema Plantio Direto (SPD) e o terraceamento, tem demonstrado ser uma estratégia eficaz para conservar a saúde do solo e promover a sustentabilidade na agricultura. Essas práticas, quando

aplicadas conjuntamente, atuam de forma sinérgica, reduzindo a erosão, aprimorando a estrutura do solo, aumentando a retenção de nutrientes favorecendo a capacidade do solo em infiltrar e reter água (Derpsch et al., 2010; Lal, 2015).

O Sistema Plantio Direto é um método de manejo conservacionista do solo e da água que busca preservar e melhorar continuamente as condições do ambiente edáfico (Derpsch et al., 2010; Marchão et al., 2007; Silva et al., 2009). Suas três principais bases são: i) evitar o revolvimento do solo, limitando a mobilização apenas à linha de semeadura; ii) promover a diversificação de espécies vegetais por meio da rotação de culturas; e iii) manter a cobertura permanente do solo com resíduos culturais (Brandt et al., 2006; Cassol et al., 2007; Kassam et al., 2018; Lima et al., 2015). A adoção desses princípios resulta em um aumento gradual da matéria orgânica do solo, o que contribui para a manutenção e potencialização das qualidades físicas, químicas e biológicas (Bertol et al., 2004; Forte et al., 2018).

Além disso, a rotação de culturas, quando combinada com a utilização de plantas de cobertura, contribui para o aumento do estoque de carbono no solo e diminui sua compactação (Cherubin et al., 2016; Dexter, 2004; Teravest et al., 2019). Essa combinação promove a formação de bioporos e aprimora a capacidade hídrica do solo, o que impacta diretamente a quantidade de água acessível às plantas (Lima et al., 2015; Santos et al., 2016). Os resíduos das plantas de cobertura desempenham papel importante na defesa do solo contra os efeitos causados por chuvas (Swanepoel et al., 2013), atuam como isolante térmico e atenuam o efeito da pressão exercida pelo tráfego de máquinas agrícolas (Carvalho et al., 2022; Santos et al., 2014).

Diversos estudos evidenciam a significativa redução das perdas de solo, umidade e nutrientes em decorrência da erosão, resultado da melhora na estrutura do solo e da maior cobertura vegetal proporcionada pelos restos culturais na superfície, associada à prática do SPD (Bogunovic et al., 2018; Jordán et al., 2010; Santos et al., 2018; Sun et al., 2015; Wang et al., 2015). Conforme apontado por Thierfelder e Wall (2009), o SPD favorece o aumento da infiltração da água no solo, contribuindo para a redução das perdas hídricas por escoamento superficial.

4.5 INDICADORES BIOLÓGICOS DO SOLO

Os indicadores biológicos do solo são uma ferramenta cada vez mais importante para avaliar a saúde do solo. Esses indicadores mostram a atividade

biológica e a biodiversidade presentes no solo, fornecendo informações significativas sobre os processos ecológicos e a sustentabilidade dos sistemas agrícolas. A diversidade e a quantidade de seres vivos presentes no solo, são frequentemente usadas como um indicador da qualidade do solo porque desempenham funções importantes, como decomposição de matéria orgânica, ciclagem de nutrientes e manutenção da estrutura do solo (Bünemann et al., 2018). A transformação e o movimento dos nutrientes no ambiente dependem da ação de processos biogeoquímicos, promovidos pelas plantas, microrganismos e animais do solo. As reações bioquímicas envolvidas nesses processos são catalisadas por enzimas, que funcionam dentro do solo basicamente como uma “memória”. Dessa forma, os indicadores biológicos como: biomassa microbiana do solo, nitrogênio mineralizável, respiração microbiana, quociente metabólico, proteínas relacionadas à glomalina facilmente extraível e total, e atividade enzimática, são essenciais tanto para o ciclo dos nutrientes quanto para avaliar o quanto o solo pode favorecer o crescimento das plantas (Melo et al., 2014).

A massa microbiana representa um dos indicadores biológicos mais importantes, pois está estreitamente relacionada à atividade metabólica presente no solo. Como a biomassa microbiana reage rapidamente às mudanças no manejo agrícola e ambiental, é uma ferramenta comum para avaliar a saúde do solo (Nunes et al., 2020). A capacidade de ciclagem de nutrientes de solos com maior biomassa microbiana tende a ser maior, o que aumenta o crescimento das plantas e a produtividade agrícola. A biomassa microbiana é o principal componente biológico vivo da matéria orgânica no solo e promove funções fundamentais para a preservação ou aprimoramento da qualidade do solo, sendo afetada principalmente por transformações nas estratégias de manejo e aproveitamento do solo. Assim, as práticas agrícolas podem influenciar a biomassa microbiana do solo e promover alterações na qualidade do solo (Paul, 2016).

As formas lábeis de carbono (C) desempenham um papel crucial na construção e fortalecimento da estrutura agregada do solo, embora os estudos frequentemente priorizem as substâncias húmicas e suas associações com a fração mineral. Manter o equilíbrio dos estoques de carbono no solo contribui significativamente para melhorar sua qualidade e garantir a sustentabilidade dos sistemas agrícolas. Outrossim, outros elementos da matéria orgânica do solo (MOS) como indicadores

microbiológicos são mais sensíveis para detectar mudanças decorrentes do manejo. Dentre esses, destaca-se o C da biomassa microbiana (De-Polli; Pimentel, 2005).

O nitrogênio (N) da biomassa microbiana também é indispensável para a qualidade fértil do solo, atuando como reservatório biologicamente ativo de N (Deng et al., 2000). Embora represente apenas 0,5 a 15,3% do N total do solo, esse compartimento é chave na ciclagem entre formas orgânicas e inorgânicas de N, influenciando diretamente a oferta de nutrientes acessíveis às plantas (Anderson; Domsch, 2006). Por sua alta sensibilidade a alterações promovidas pelo manejo agrícola, o N microbiano serve como indicador precoce de mudanças na dinâmica do N no solo (Li et al., 2016).

A respiração do solo também é um indicador biológico empregado para avaliar o volume de CO₂ emitido pelos microrganismos ao longo da decomposição da matéria orgânica. A respiração do solo está associada à quantidade de matéria orgânica disponível no solo e à eficiência do solo em reciclar nutrientes (Alves et al., 2011; Peña Peña et al., 2005). A respiração basal do solo é definida como a taxa constante de respiração no solo, que se origina da mineralização da matéria orgânica (Pell et al., 2005), e é estimada com base na produção de CO₂ ou na absorção de O₂ (Dilly; Zyakun, 2008). A mensuração da respiração basal do solo é frequentemente aplicada em estudos de pesquisa e tanto a respiração microbiana do solo quanto a mineralização da matéria orgânica são comumente aceitas como um indicador-chave para medir mudanças na qualidade do solo.

Entre esses indicadores, destacam-se também as proteínas relacionadas à glomalina produzida pelos fungos micorrízicos arbusculares. Essas glicoproteínas desempenham um papel crucial na agregação das partículas do solo, contribuindo para sua estabilidade e fertilidade (Rillig et al., 2003). Segundo Rillig e Mummey (2006), a mudança no uso do solo pode influenciar significativamente na concentração das frações de glomalina em áreas produtivas. Enquanto as proteínas relacionadas à glomalina facilmente extraível (PSRG-FE) representam depósitos recentes protegidos da degradação, as proteínas relacionadas à glomalina total (PSRG-T) podem representar a menor porção da matéria orgânica, extremamente persistente no solo. Essa relação indica que a PSRG-T pode ser usada como uma medida simples para avaliar relações entre a estabilidade de agregados e práticas agronômicas.

A atividade enzimática do solo também é um excelente indicador biológico. As análises enzimáticas do solo podem mensurar decomposição de material orgânico

residual (enzimas celulasas, proteases, glucosidases) e da dinâmica de nutrientes (fosfatases, sulfatases, uréase) e formação da matéria orgânica (Mendes et al., 2017). Logo, a atividade enzimática pode ser estimada e servir como um indicador valioso para o potencial de ciclagem de nutrientes, nitrificação, oxidação e outros processos cruciais para a qualidade do solo (Almeida et al., 2015). As enzimas atuam não apenas em células mortas, mas também podem se ligar às partículas de argila ou se integrar às substâncias húmicas. Assim, as enzimas têm uma função essencial na agricultura e no ciclo dos nutrientes, especialmente por sua atuação direta nesses processos, pois estão constantemente sendo sintetizadas, armazenadas, desativadas e degradadas no solo (Balota; Chaves, 2010).

A fosfatase, por exemplo, é uma das enzimas do solo que está diretamente envolvida na decomposição de matéria orgânica e no processo de renovação dos nutrientes (Schaap et al., 2021; Paz-Ferreiro; Fu, 2016). As fontes de fósforo (P) existem nas formas de diésteres ou monoésteres, sofrendo hidrólise facilitada por fosfodiesterases, fosfomonoesterases e fitases (Caldwell, 2005). Para cumprir os requisitos de P, os micróbios secretam diversas fosfatases (AIP ácida (AcP) ou alcalina) capazes de hidrolisar P orgânico, liberando uma forma inorgânica disponível (Turner; Wright, 2013). Em solos agrícolas, as fosfatases desempenham um papel crucial nos ciclos de fósforo e, como sua atividade é sensível às práticas de manejo, elas podem ser usadas como um índice de qualidade do solo (Makoi; Ndakidemi, 2008). Para melhorar o manejo da qualidade do solo e a produtividade agrícola, torna-se fundamental analisar o impacto de variadas práticas de manejo na atividade da fosfatase no solo. A atividade da fosfatase pode, portanto, ser usada como um indicador da disponibilidade de fósforo inorgânico para plantas e microrganismos (Piotrowska-Długosz; Charzyński, 2015).

A maior parte do nitrogênio presente no solo encontra-se em formas orgânicas, e diversas enzimas hidrolíticas do grupo das amidas atuam na degradação desse nitrogênio, seja ele proveniente de fontes naturais ou adicionadas. Entre essas enzimas, destacam-se a L-asparaginase, L-glutaminase, amidase e urease. Esta última, conhecida como ureia amido-hidrolase (EC 3.5.1.5), é responsável por catalisar a quebra da ureia, um composto orgânico, em dióxido de carbono (CO_2) e amônia (NH_3). A urease é encontrada amplamente na natureza, conforme destacado por Kandeler e Gerber (1988).

A urease é uma enzima com ampla distribuição no ambiente natural, sendo produzida por bactérias, leveduras, fungos, algas, resíduos animais e vegetais (Follmer, 2008). Catalisa a hidrólise de hidroxíureia, di-hidroxíureia e semicarbazida, com níquel como cofator (Alef; Nannipieri, 1995). Embora possa ser sintetizada constitutivamente por alguns organismos, a expressão da urease é, na maioria dos casos, regulada pela disponibilidade de nitrogênio. A presença de amônio (NH_4^+) como fonte preferencial de nitrogênio inibe sua síntese, enquanto a presença de ureia ou outras fontes alternativas de nitrogênio induz a produção da enzima (Dharmakeerthi; Thenabadu, 2013; Fu et al., 2020; Mobley et al., 1995). Estudos sobre a atividade da urease no solo têm sido de grande interesse ao longo dos anos e têm sido utilizados como um eficiente sinalizador da qualidade do solo, devido ao papel da urease na regulação do suprimento de N às plantas após a fertilização com ureia (Charzyński; Piotrowska-Długosz, 2015).

As fontes de carbono (C) no solo apresentam-se de diversas formas, como polissacarídeos (incluindo celulose, $\beta(1-3)$ glucano, hemicelulose, quitina e amido), que são decompostos em C orgânico por enzimas como celobiohidrolase, α -glucosidase, β -1,4-glucosidase (BG) entre outras (Caldwell, 2005; Wang et al., 2020). A conversão de C orgânico polimérico em C orgânico dissolvido pelas enzimas microbianas do solo permanece como uma etapa crítica e limitante no processo de decomposição da matéria orgânica presente no solo (Allison et al., 2010; Stone et al., 2011).

A β -glicosidase está amplamente distribuída na natureza, sendo encontrada em plantas, animais, fungos, bactérias e leveduras (Veena et al., 2011). Nos solos, desempenha um papel essencial ao catalisar a hidrólise e a biodegradação de diversos β -glicosídeos presentes em resíduos vegetais (Martinez; Tabatabai, 1997). A função dessa enzima ocorre na etapa conclusiva da degradação da celulose, promovendo a hidrólise da celobiose em glicose (Gil-Sotres et al., 2005). A glicose resultante constitui uma fonte significativa de carbono, essencial para o crescimento e a atividade dos microrganismos do solo (Merino et al., 2016). O envolvimento da β -glicosidase no ciclo de C facilitou notavelmente sua adoção para testes de qualidade do solo.

A maior parte do enxofre (S) do solo existe como S orgânico, representando 90-98% do S total. O éster sulfato é responsável por 30–75% do S orgânico no solo (Chen et al., 2019). Arilsulfatases (ARS) são enzimas encontradas em toda a natureza

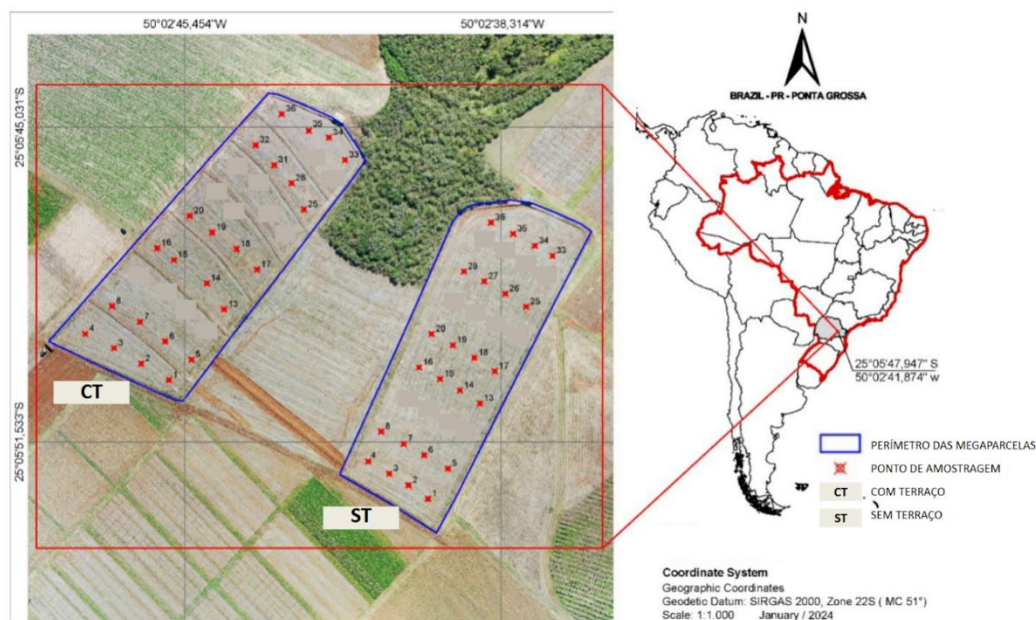
que catalisam a liberação de SO_4^{2-} de ésteres de sulfato. Uma fração do enxofre contido na camada superior do solo está na forma de éster sulfato, uma variedade de sulfato orgânico. Isso indica que a enzima arilsulfatase pode desempenhar um papel fundamental na mineralização do enxofre orgânico no solo (Tabatabai, 1994). Estudos de Nogueira e Melo (2003) mostraram uma vínculo favorável associada à atividade da arilsulfatase e os totais de enxofre no solo, o qual está majoritariamente ligado à matéria orgânica. Assim, fica evidente que uma maior atividade enzimática costuma estar associada a maiores quantidades de carbono orgânico, que é a principal fonte dos substratos para essas enzimas (Balota et al., 2013). A elevação da atividade enzimática em solos que possuem muita matéria orgânica e uma intensa atividade biológica reflete solos em boas condições e com alto potencial produtivo e fertilidade (Liu et al., 2020).

5 METODOLOGIA

5.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL

A pesquisa foi desenvolvida entre os anos de 2020 e 2024 na Fazenda Escola “Capão da Onça”, pertencente à Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), situada na região dos Campos Gerais, no Paraná. A área experimental está inserida em um ambiente de transição entre o Primeiro e o Segundo Planalto Paranaense, com altitude de aproximadamente 975 metros e nas coordenadas 25°05'49" S e 50°03'43,11" W. O clima regional é classificado como Cfb, segundo Köppen, caracterizado por verões amenos, temperaturas médias anuais de 17,5 °C e uma média pluviométrica anual de 1.495 mm (IAPAR, 2009). O solo predominante na área é um Latossolo Vermelho-Amarelo Distrófico típico, conforme a classificação da EMBRAPA (2018). A Figura 1 apresenta a localização geográfica da área experimental.

Figura 1. Mapa de localização da área de estudo. Ponta Grossa, Paraná.



Fonte: Ricardo Kwiatkowski da Silva, 2024.

5.2 HISTÓRICO E CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA

Antes da instalação do experimento, a área era composta por diferentes glebas utilizadas para o cultivo de grãos sob sistema de plantio direto. No entanto, apresentava um grau elevado de degradação, com evidentes sinais de erosão, além de camadas compactadas na subsuperfície, visando à uniformização dentro das parcelas experimentais foi realizado um preparo que envolveu a aplicação superficial de calcário dolomítico ($2,3 \text{ t ha}^{-1}$) e a semeadura de aveia preta (*Avena strigosa*). Após 40 dias, foi realizada a subsolagem do solo até 0,3 m de profundidade. Na sequência, em abril de 2019, duas megaparcelsas experimentais, com áreas de 1,604 e 1,476 hectares, foram implantadas em encostas com declividade média de 9% ($0,09 \text{ m m}^{-1}$), dispostas de forma espelhada. Para evitar o escoamento superficial proveniente da área externa, em cada unidade experimental foram construídos camalhões de terra com aproximadamente 0,5 m de altura.

As duas megaparcelsas foram organizadas da seguinte forma: (1) **ST**: sistema de plantio direto sem práticas mecânicas de conservação do solo, representando o manejo tradicional adotado por produtores; e (2) **CT**: sistema de plantio direto associado ao terraceamento agrícola em nível (Figura 2).

Figura 2. Disposição dos tratamentos na área experimental



Fonte: Laboratório de Geotecnologia da Universidade Estadual de Ponta Grossa/PR.

O cronograma de cultivos seguiu o padrão da região, conforme ilustrado na Figura 3: plantio direto com soja (*Glycine max*) e milho (*Zea mays*) no verão, e trigo (*Triticum aestivum*) e aveia-preta (*Avena strigosa*) no inverno.

Figura 3. Sequência de cultivos realizados nas megaparcelas experimentais.

Ano	Jan	Fev	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez
2019						 Aveia Preta (<i>Avena strigosa</i>)				 Milho (<i>Zea mays</i>)		
2020							 Aveia Preta (<i>Avena strigosa</i>)				 Soja (<i>Glycine max</i>)	
2021					 Trigo (<i>Triticum aestivum</i>)							
2022	 Milho (<i>Zea mays</i>)				 Aveia Preta (<i>Avena strigosa</i>)						 Soja (<i>Glycine max</i>)	
2023						 Trigo (<i>Triticum aestivum</i>)						
2024	 Soja (<i>Glycine max</i>)											

Fonte: Adaptado de BECKER, Regiane K., 2024.

5.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

O experimento foi estruturado com base em dois tratamentos principais: megaparcela, com presença de terraços (CT), e megaparcela, sem terraços (ST). Ambas as megaparcelas foram conduzidas sob sistema de plantio direto. Essa organização experimental possibilita uma avaliação mais clara e detalhada dos efeitos da presença ou ausência de terraços sobre os indicadores biológicos do solo.

5.4 AMOSTRAGEM DE SOLO

A amostragem do solo foi realizada em todos os anos da pesquisa (2020, 2021, 2022 e 2024), sempre após a colheita da cultura de verão. Para garantir a representatividade espacial da área experimental, foram definidos 24 pontos de amostragem em cada megaparcela.

Em cada ponto, foi coletada uma amostra de aproximadamente 500 g de solo deformado da camada superficial, entre 0 e 10 cm de profundidade, utilizando-se um trado holandês. Para evitar possíveis contaminações, o trado era higienizado com água e álcool 70% a cada quatro pontos de coleta.

Após a coleta, as amostras foram armazenadas em sacos plásticos devidamente identificados, acondicionadas em caixas térmicas e encaminhadas ao

laboratório, onde foram peneiradas em malha de 2 mm para remoção de resíduos vegetais e padronização do material e mantido sob refrigeração a 4 °C até a realização das análises microbiológicas.

5.5 AVALIAÇÕES BIOLÓGICAS

As análises foram conduzidas no Laboratório de Biologia Molecular Microbiana (LABMOM) da Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG). Para cada um dos 24 pontos coletados nas duas megaparcels, as amostras foram analisadas em duplicata técnica nos anos de 2020, 2021 e 2022, e em triplicata técnica no ano de 2024.

Os indicadores biológicos avaliados no estudo incluíram: Biomassa Microbiana do Solo (BMS), estimada por meio da quantificação de Carbono (C-BMS) e Nitrogênio (N-BMS); Atividade Microbiana do Solo (AMS), determinada pela Respiração Basal (RB) e pelo Quociente Metabólico (qCO_2); Proteínas do Solo Relacionadas à Glomalina, quantificadas nas formas facilmente extraível (PSRG-FE) e total (PSRG-T); e Atividade Enzimática do Solo (AES), avaliada por meio das enzimas Arilsulfatase (ARS), Beta-Glicosidase (BG), Fosfatase Ácida (FA) e Urease (URE).

5.5.1 BIOMASSA MICROBIANA DO SOLO (BMS)

5.5.1.1 Carbono Da Biomassa Microbiana (CBM)

A quantificação do Carbono da Biomassa Microbiana (CBM) foi realizada por meio do método de fumigação-extração com clorofórmio ($CHCl_3$), conforme os protocolos estabelecidos por Vance et al. (1987) e Brookes et al. (1985). Este método é utilizado para estimar a fração ativa da microbiota do solo, com base na comparação entre amostras fumigadas e não fumigadas, possibilitando a liberação e quantificação do carbono intracelular após a lise microbiana.

Para a realização da análise, foram pesados 10 g de solo úmido em tubos Falcon de 50 mL, divididos em dois grupos: Amostras fumigadas (submetidas à fumigação com clorofórmio) e amostras não fumigadas (incubadas somente com água). A fumigação foi realizada com vapor de clorofórmio, inserindo os tubos em um dessecador a vácuo contendo um béquer com 50 mL de $CHCl_3$. A remoção do ar por

meio de bomba de vácuo promoveu a rápida saturação do ambiente com o vapor, que permaneceu em contato com as amostras de solo por 24 horas, no escuro e à temperatura ambiente. Nessa condição, o clorofórmio atua como um agente citolítico, rompendo as membranas lipídicas das células microbianas e liberando seu conteúdo intracelular para a matriz do solo (Vance, Brookes; Jenkinson, 1987)

As amostras não fumigadas foram incubadas nas mesmas condições de tempo e ambiente, substituindo o clorofórmio por água destilada, para assegurar que todas as condições experimentais fossem equivalentes, exceto pela ausência do agente fumigante.

Finalizado o processo de fumigação/incubação, as amostras foram submetidas à extração do carbono orgânico utilizando 40 mL de solução de sulfato de potássio (K_2SO_4) $0,5 \text{ mol L}^{-1}$, com pH ajustado entre 6,5 e 6,8. O sulfato de potássio se dissocia em íons potássio (K^+) e sulfato (SO_4^{2-}), aumentando a força iônica do meio. Esse aumento favorece a solubilização dos compostos orgânicos, diminuindo a fixação das partículas do solo e garantindo uma extração mais eficiente (Brookes et al., 1985).

A mistura de solo com o extrator foi agitada por 5 segundos em um agitador Vórtex, favorecendo a solubilização dos compostos orgânicos presentes. Em seguida, as amostras foram submetidas à centrifugação a $970 \times g$ (2200 rpm) por 4 minutos. O sobrenadante foi separado por decantação e filtrado com papel filtro qualitativo (15 cm de diâmetro).

A quantificação do carbono nos extratos filtrados foi realizada por oxidação úmida, utilizando dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) em meio ácido. Para isso, foram transferidos 8 mL do extrato para frascos Erlenmeyer de 125 mL, aos quais foram adicionados 2 mL de solução de dicromato $0,066 \text{ mol L}^{-1}$ e 5 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4). O ácido sulfúrico concentrado atua quebrando as ligações covalentes dos compostos orgânicos de carbono, facilitando sua oxidação pelo dicromato (Walkley; Black, 1934). A mistura foi então deixada em repouso por 30 minutos sob capela, até o completo resfriamento.

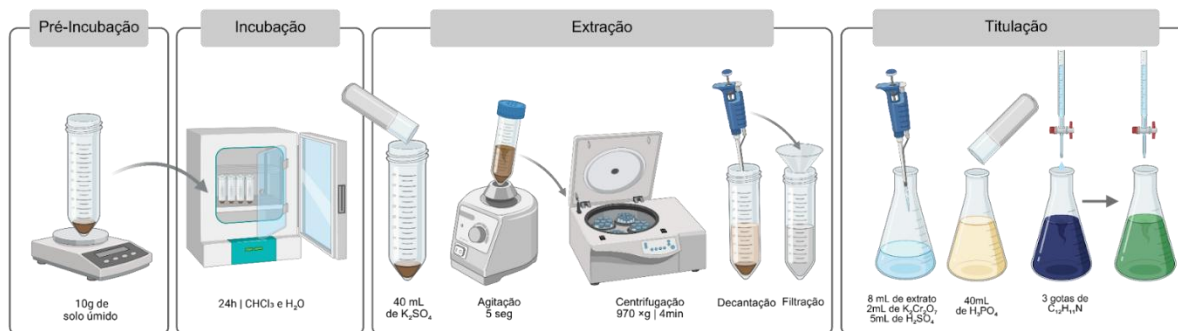
Em seguida, foram adicionados 40 mL de ácido ortofosfórico a 6,25% (H_3PO_4) e três gotas de solução de difenilamina a 1% ($C_{12}H_{11}N$), que funciona como indicador redox. O ácido ortofosfórico serve para se ligar aos íons Fe^{3+} livres na solução, formando o complexo $FeHPO_4$. Isso diminui a quantidade de ferro livre, evitando que

o Fe^{3+} , que tem uma coloração amarelo intenso, atrapalhe a visualização do ponto final da titulação. Com isso, a titulação fica mais precisa e confiável.

A difenilamina atua como indicador visual na reação redox entre o dicromato de potássio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) e o sulfato ferroso amoniacal. No início da titulação, a solução adquire uma coloração violeta intensa devido à oxidação da difenilamina pelo excesso de Cr^{6+} , que é um agente altamente oxidante. A titulação foi realizada com uma solução padrão de sulfato ferroso amoniacal $0,033 \text{ mol L}^{-1}$, que, ao ser adicionada, libera íons Fe^{2+} capazes de reduzir o Cr^{6+} a Cr^{3+} , sendo simultaneamente oxidados a Fe^{3+} . Quando todo o Cr^{6+} é consumido, a coloração da solução muda de violeta para verde, indicando o ponto final da titulação. Essa mudança ocorre porque o Cr^{6+} não está mais presente para oxidar a difenilamina, e a cor verde reflete a predominância de Cr^{3+} na solução, permitindo a identificação exata do ponto de viragem (Walkley; Black, 1934).

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DO CBM

Figura 4. Procedimento simplificado para a quantificação de CBM.



Fonte: A autora, criado em *BioRender*

EQUAÇÃO CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (CBM)

A quantificação do carbono extraído é realizada por meio das seguintes equações:

Equação I:

$$\text{CBM } (\mu\text{g C g}^{-1} \text{ solo}) = \frac{(V_2 - V_1) \cdot 0.033 \cdot 0.003 \cdot 40 \cdot 10^6 \cdot F}{8 \cdot m_s}$$

(1)

Onde:

CBM ($\mu\text{g N g}^{-1}$ solo): Concentração de carbono extraído por grama de solo

V_2 : Volume (mL) de Sulfato Ferroso Amoniacal 0,033 mol/L gasto na titulação do Controle Branco.

V_1 : Volume (mL) de Sulfato Ferroso Amoniacal 0,033 mol/L gasto na titulação da amostra.

0,033: Normalidade da solução de Sulfato Ferroso Amoniacal utilizada na titulação

0,003: Fator de conversão do carbono, correspondente a 3 mg de C por milimol (0,003 g/mmol).

40: Volume (mL) de Sulfato de Potássio 0,5 M utilizado na extração.

8: Volume (mL) do extrato filtrado utilizado na análise.

m_s : Massa de solo seco (g) utilizada na análise.

Equação II:

$$CBM (\mu\text{g C g}^{-1} \text{ solo}) = \frac{C_f - C_{nf}}{K_c} \quad (2)$$

Onde:

C_f = Carbono extraído da Amostra Fumigada.

C_{nf} = Carbono extraído da Amostra Não-Fumigada

K_c = Fator de Correção (0,33) (Sparling; West, 1988)

5.5.1.2 Nitrogênio Da Biomassa Microbiana (NBM)

A determinação do Nitrogênio da Biomassa Microbiana (NBM) foi conduzida com base no método de fumigação-extração com clorofórmio (CHCl_3), descrito por Vance et al. (1987) e Brookes et al. (1985). Assim como na análise do carbono microbiano, essa técnica permite estimar a fração microbiana ativa do solo por meio da liberação do nitrogênio intracelular após a lise das células microbianas.

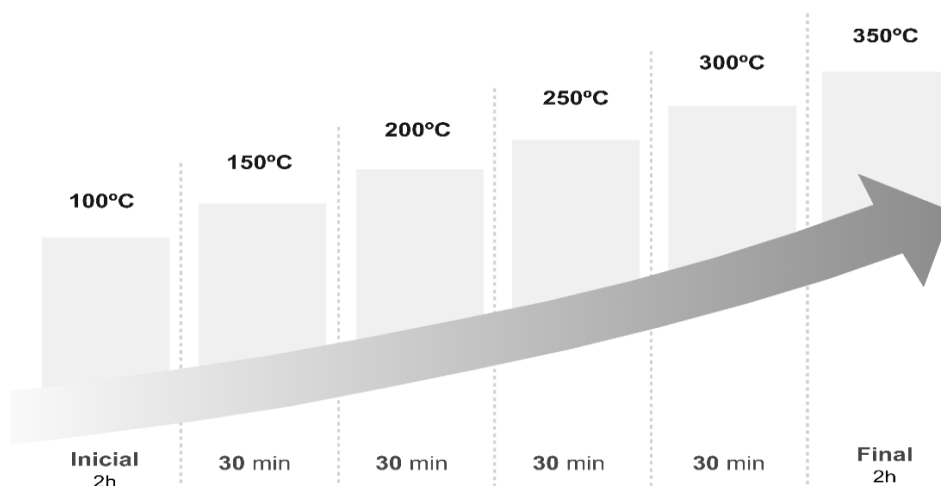
O teor de nitrogênio (N) é determinado a partir das mesmas frações obtidas no processo de fumigação-extração (amostras fumigadas e não fumigadas), conforme descrito no tópico 5.5.1.1. Após a extração, a quantificação do N é realizada pelo método de Kjeldahl. Para isso, 20 mL do extrato são transferidos para tubos em bloco digestor. Em seguida, adiciona-se 0,5g uma mistura catalítica de sulfato de potássio

(K_2SO_4) e sulfato de cobre ($CuSO_4$), na proporção 10:1, juntamente com 1 mL de ácido sulfúrico concentrado 98% P.A (H_2SO_4).

O ácido sulfúrico concentrado, promove a decomposição da matéria orgânica por meio da desidratação e carbonização da amostra, oxidando o carbono orgânico em dióxido de carbono (CO_2) e água (H_2O) sob alta temperatura, em torno de $350^\circ C$. Durante essa oxidação, o nitrogênio presente é convertido em sulfato de amônio ($(NH_4)_2SO_4$), uma forma iônica estável e não volátil em meio ácido, facilitando sua quantificação. O sulfato de potássio (K_2SO_4) é adicionado à digestão ácida com o objetivo de elevar o ponto de ebulição do ácido sulfúrico, permitindo que a temperatura da reação alcance níveis mais altos, o que favorece uma decomposição mais eficiente da matéria orgânica (Bremner, 1996). Já o sulfato de cobre atua como catalisador, acelerando as reações de oxidação. O íon cobre (Cu^{2+}) facilita o processo que envolve a movimentação de elétrons, o que resulta em uma transformação ágil e eficiente do nitrogênio orgânico em sulfato de amônio, forma estável e adequada para quantificação (Bremner; Mulvaney, 1982).

Após a preparação, as amostras foram colocadas no bloco digestor e submetidas a uma digestão inicial a $100^\circ C$ por duas horas, até que o volume se reduzisse para cerca de 2 mL. Em seguida, a temperatura foi elevada gradualmente, aumentando $50^\circ C$ a cada 30 minutos, passando sucessivamente por $150^\circ C$, $200^\circ C$, $250^\circ C$, $300^\circ C$ e, por fim, alcançando $350^\circ C$, temperatura na qual as amostras permaneceram por mais duas horas (Figura 5).

Figura 5. Progresso térmico durante a digestão do NBM pelo método de Kjeldahl.



Fonte: A autora

Ao final desse processo de 6 horas, a digestão está completa, sendo indicada pela coloração esverdeada da solução. Após esse ponto, adicionaram-se 15 mL de água destilada a cada tubo para promover a diluição dos extratos. Na sequência, o conteúdo foi transferido para tubos Falcon de 50 mL, já identificados. O pH das amostras foi então ajustado para valores entre 3 e 4, com o uso de soluções de NaOH 1 mol L^{-1} ou HCl 1 mol L^{-1} e o volume total de cada amostra foi completado para 30 mL, assegurando a padronização entre os extratos.

Na etapa seguinte, iniciou-se o procedimento colorimétrico. Foram pipetados 1,0 mL do extrato em tubos de ensaio, seguidos da adição de 6,0 mL de água destilada e 1,0 mL das soluções padrão A, B e C. Após um tempo de reação de 60 minutos, realizou-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro, com comprimento de onda ajustado para 697 nm.

O método colorimétrico utilizado para a quantificação do nitrogênio baseia-se em uma sequência de reações químicas que resultam na formação de um composto azul-esverdeado, cuja intensidade é proporcional à concentração de amônio presente na amostra. Inicialmente, o íon amônio (NH_4^+), extraído do solo e presente no extrato analisado, reage com o íon hipoclorito (OCl^-), fornecido pela Solução C, formando monoclорamina (NH_2Cl) e água. Em seguida, a monoclорamina formada reage com uma molécula de salicilato (Solução A), originando o 5-aminosalicilato, além de liberar um próton (H^+) e um íon cloreto (Cl^-). Na etapa final, o 5-aminosalicilato se combina, por meio de uma reação de oxidação, com outra molécula de salicilato. Essa reação é acelerada pela presença do nitroprussiato de sódio (Solução B) e leva à formação do composto azul-esverdeado chamado indofenol, que é o produto final do processo, conhecido também pelo método de Berthelot (Mulvaney, 1996; Patton; Crouch, 1977; Weatherburn, 1967).

Para a montagem da curva padrão de amônio (NH_4^+), foi inicialmente preparada uma solução estoque de 1000 mg L^{-1} de nitrogênio amoniacal (N-NH_4^+), por meio da dissolução de 0,047138 g de sulfato de amônio $[(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4]$, previamente seco a 105°C por 1 hora, em 100 mL de água destilada. Com base na solução intermediária, foram preparados os padrões para a curva analítica, contendo as seguintes concentrações de N-NH_4^+ : 0,0; 0,5; 1,0; 2,0; 4,0; 6,0 e $8,0 \text{ mg L}^{-1}$, conforme demonstrado na Tabela 1.

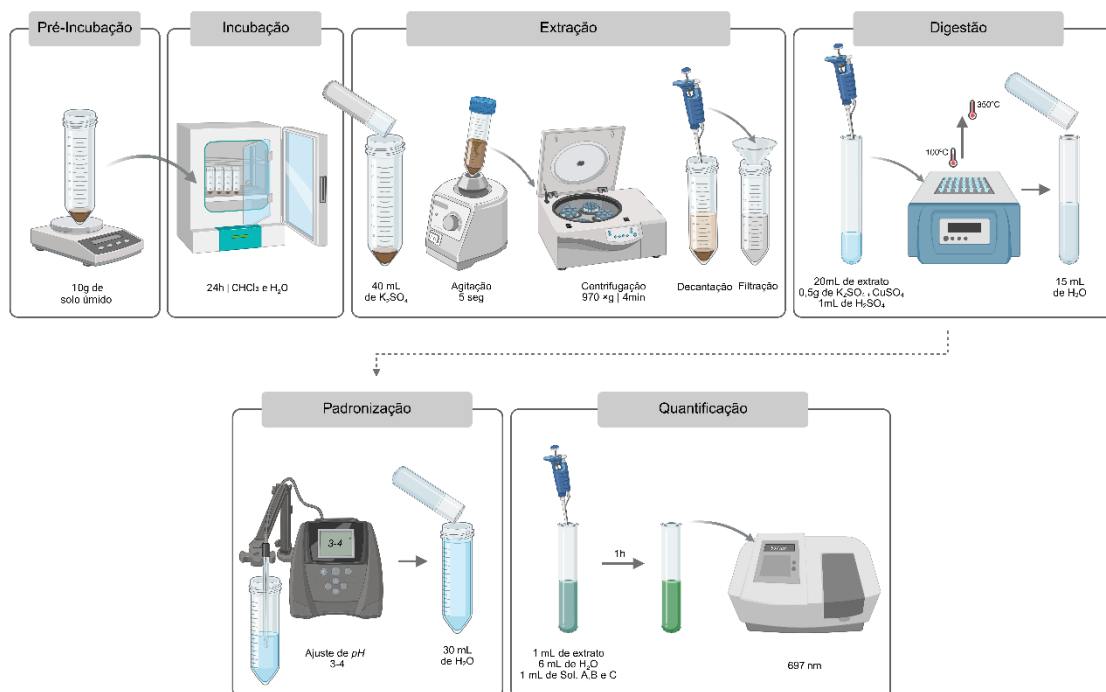
Tabela 1. Preparação da curva padrão de NH_4^+

Concentração N-NH_4^+ (mg L^{-1})	Volume da Solução 100 mg L^{-1}	Volume de Diluyente (H_2O)	Volume Final (mL)
0	0,0 mL	1000,0 mL	1000
0,5	0,5	995,0 mL	1000
1	1	990,0 mL	1000
2	2	980,0 mL	1000
4	4	960,0 mL	1000
6	6	940,0 mL	1000
8	8	920,0 mL	1000

Fonte: A autora

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DO NBM

Figura 6. Procedimento simplificado para a quantificação de NBM.

Fonte: A autora, criado em *BioRender*

EQUAÇÃO NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA (NBM)

Utilizam-se as equações a seguir para calcular a concentração do N extraído:

Equação I

$$\text{NBM } (\mu\text{g N g}^{-1} \text{ solo}) = \left(\frac{\text{Abs} \pm b}{a} \right) \times \frac{6}{m_s}$$

(3)

Onde:

NBM ($\mu\text{g N g}^{-1}$ solo): Concentração de nitrogênio extraído por grama de solo

Abs: Valor da absorvância da amostra medido no espectrofotômetro

b: Coeficiente angular da equação da reta da curva padrão

a: Coeficiente angular (inclinação) da curva padrão

6: Fator geral de diluição da análise

m_s : Massa de solo seco

Equação II:

$$NBM (\mu\text{g N g}^{-1} \text{ solo}) = \frac{N_f - N_{nf}}{K_e}$$

(4)

Onde:

NBM ($\mu\text{g N g}^{-1}$ solo): Concentração de nitrogênio extraído por grama de solo

N_f = Nitrogênio da amostra fumigada

N_{nf} = Nitrogênio da amostra não fumigada

K_e = Fator de correção, valor fixo de 0,45, conforme Sparling; West (1988).

5.5.2 ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO (AMS)

5.5.2.1 *Respiração Basal do Solo (RBS) e Quociente Metabólico ($q\text{CO}_2$)*

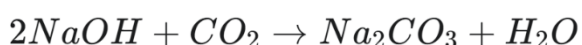
A respiração basal do solo (RBS) é um indicativo da atividade microbiana e da decomposição da matéria orgânica, obtido por meio da medição do dióxido de carbono (CO_2) liberado pelos microrganismos durante um período de incubação, realizado em condições controladas. Metodologia esta proposta por Jenkinson e Powlson em 1976.

Para iniciar o processo, pesam-se 50 gramas de solo, que são colocadas em frascos de vidro de 600 mL. Dentro de cada frasco, coloca-se um copo descartável de 50 mL, onde são adicionados 10 mL da solução de hidróxido de sódio (NaOH) 1 M. Assim que o NaOH é adicionado, os frascos são imediatamente fechados com tampa hermética e vedados com plástico filme para garantir o isolamento do ambiente externo. Este procedimento funciona como um sistema eficiente de captura do CO_2 liberado pela atividade microbiana do solo, utilizando NaOH, uma base forte que reage

com o dióxido de carbono para formar íons bicarbonato (HCO_3^-) e carbonato (CO_3^{2-}), garantindo a retenção do gás produzido durante a incubação. Além disso, o isolamento completo do sistema em relação ao ar atmosférico impede a entrada de CO_2 externo, eliminando possíveis interferências. Para controle experimental, frascos de “branco” também são preparados, seguindo o mesmo procedimento, porém sem a adição de solo (Anderson, 1982). Após a montagem do “sistema de captura”, as amostras são levadas para incubação a uma temperatura na faixa de 25°C a 28°C, por um período de sete dias, sem luminosidade (Stotzky, 1965)

A temperatura adotada neste protocolo é ideal para a maioria dos microrganismos do solo, pois estimula uma atividade metabólica intensa e mensurável, sem causar estresse térmico que possa afetar a respiração microbiana (Anderson; Domsch, 1985). A incubação em ambiente escuro tem como objetivo evitar a ocorrência de processos fotossintéticos. A exposição à luz pode estimular microrganismos fototróficos presentes no solo a fixarem CO_2 atmosférico, o que acabaria reduzindo a concentração real de CO_2 acumulada e levando à subestimação da atividade RBS.

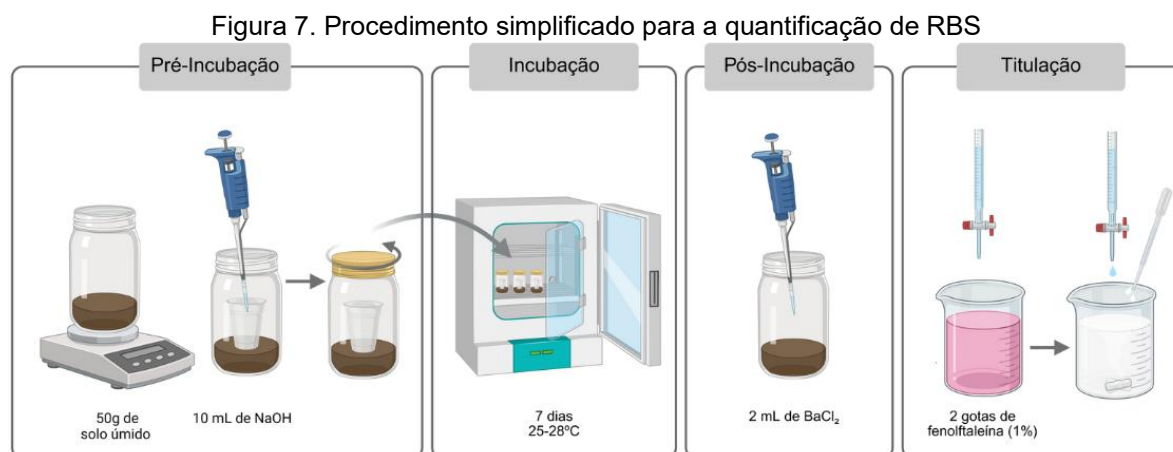
Durante esse período, os microrganismos do solo respiram, liberando CO_2 no ar dentro do frasco, o CO_2 liberado reage com o NaOH, formando carbonato de sódio (Na_2CO_3), conforme a seguinte reação:



Após sete dias de incubação, os frascos são cuidadosamente abertos, e 2 mL de cloreto de bário (BaCl_2) a 10% são imediatamente adicionados ao copo que contém a solução de hidróxido de sódio (NaOH). O BaCl_2 reage com os íons carbonato (CO_3^{2-}) formados durante a incubação, resultando na precipitação de carbonato de bário (BaCO_3). Esse procedimento é fundamental para eliminar o carbonato da solução, evitando que ele interfira na etapa subsequente de titulação (Stotzky, 1965). Após a precipitação, adicionam-se duas gotas do indicador fenolftaleína (1%). Em seguida, realiza-se a titulação com ácido clorídrico (HCl 0,5 M), padronizado previamente, sob agitação magnética.

Durante a titulação, o ácido reage apenas com o NaOH que não foi consumido pela reação com o CO_2 . O ponto final da reação é identificado visualmente quando a coloração rosa (indicativa de pH básico) desaparece, tornando-se incolor, o que marca a neutralização completa do NaOH remanescente.

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DA RBS



Fonte: A autora, criado em *BioRender*

EQUAÇÃO RESPIRAÇÃO BASAL DO SOLO (RBS)

A RBS é calculada através da equação:

$$RBS (mg\ C - CO_2\ kg^{-1}\ solo\ h^{-1}) = \left\{ \frac{(V_b - V_a) \times M \times 6 \times 1000}{M_s} \right\} \div T$$

(5)

Onde:

RBS = Carbono oriundo da respiração basal do solo;

V_b (mL) = Volume de Ácido Clorídrico gasto na titulação do branco

V_a (mL) = Volume de Ácido Clorídrico gasto na titulação da amostra

M = Molaridade exata do ácido clorídrico 5 M (HCl)

M_s (g) = Massa de solo seco;

T (h) = Tempo de incubação das amostras.

Após a quantificação da Respiração Basal do Solo (RBS) e do Carbono da Biomassa Microbiana (C-BMS), é possível estimar o Quociente Metabólico do Solo (qCO_2), um importante indicador ecofisiológico da eficiência metabólica microbiana, conforme proposto por Anderson e Domsch (1990). Esse índice expressa a razão entre a respiração basal e o carbono da biomassa microbiana, refletindo o grau de estresse ou de eficiência do uso do carbono pelos microrganismos do solo. O qCO_2

expressa a quantidade de carbono liberado na forma de CO₂ por unidade de biomassa microbiana, refletindo a eficiência do uso de carbono pelos microrganismos do solo.

EQUAÇÃO QUOCIENTE METABÓLICO (qCO₂)

O cálculo do quociente metabólico do solo (qCO₂) é feito a partir da seguinte equação:

$$qCO_2 (mg\ C - CO_2\ g_{C_{BM}}^{-1}\ h^{-1}) = \frac{RBS (mg\ C - CO_2\ kg^{-1}\ solo\ h^{-1})}{C_{BM} (mg\ C\ g^{-1}\ solo)} \times 10^{-3} \quad (6)$$

Onde:

qCO₂ = Quociente metabólico do solo

RBS = Respiração Basal do Solo

C-BM = Carbono da Biomassa Microbiana

10⁻³ = Fator de conversão para ajustar as unidades.

5.5.3 PROTEÍNAS DO SOLO RELACIONADAS À GLOMALINA

A glomalina é uma glicoproteína com oligossacarídeos ligados a N, que compartilha algumas características com as hidrofobinas, pequenas proteínas produzidas por fungos. Além de ser hidrofóbica, a glomalina possui ferro (2-5%), oxigênio (4-6%), fósforo (0,03-0,1%), carbono (36-59%), hidrogênio (33-49%) e nitrogênio (3-5%). (Rillig, 2003; Wright; Upadhyaya, 1996).

Entre suas diferentes formas (Tabela 2), destaca-se a fração mais recente e facilmente acessível, chamada de proteína do solo relacionada à glomalina facilmente extraível (PSRG-FE), e a fração total, conhecida como proteína do solo relacionada à glomalina total (PSRG-T), que exige um processo de extração mais rigoroso (Wright; Upadhyaya, 1996; Rillig, 2003). A quantificação dessas frações segue protocolos padronizados propostos por Wright e Upadhyaya (1996), utilizando o método colorimétrico de Bradford, que permite estimar o teor de proteína total nos extratos obtidos.

Tabela 2. Principais diferenças metodológicas no processamento da PSRG.

PSRG	Volume de Citrato de Sódio	pH	Quantidade de Autoclavação	Tempo	Temperatura
Facilmente Extraível	8 mL	7,0	1	30 min	121°C
Total	8 mL	8,0	6-7	1 h	121°C

Fonte: A autora.

5.5.3.1 Proteína do Solo Relacionada à Glomalina Facilmente Extraível (PSRG-FE)

A extração tem início com a pesagem de 1 g de solo, em um tubo Falcon de 50 mL. Em seguida, são adicionados 8 mL de citrato de sódio 20 mM, pH 7,0 ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7$), usado por seu potencial de interagir com íons como íons metálicos, rompendo ligações entre argila e matéria orgânica. O citrato possui forte afinidade por cátions multivalentes, como ferro (Fe^{3+}) e alumínio (Al^{3+}), que normalmente estabelecem ligações entre a matéria orgânica e as partículas de argila no solo. Ao ligar a esses íons, o citrato rompe essas conexões, facilitando a liberação da glomalina antes retida na matriz do solo. A utilização de um pH neutro é fundamental para preservar a estrutura da proteína durante a extração, conforme apontado por Wright e Upadhyaya (1996).

Após a adição do citrato de sódio, o tubo é agitado em vórtex e submetido à autoclavagem por 30 minutos a 121 °C. A combinação de alta temperatura e pressão representa o passo crucial para a extração da glomalina, pois fornece a energia necessária para romper as interações físicas e químicas que mantêm a proteína fortemente aderida à matriz do solo.

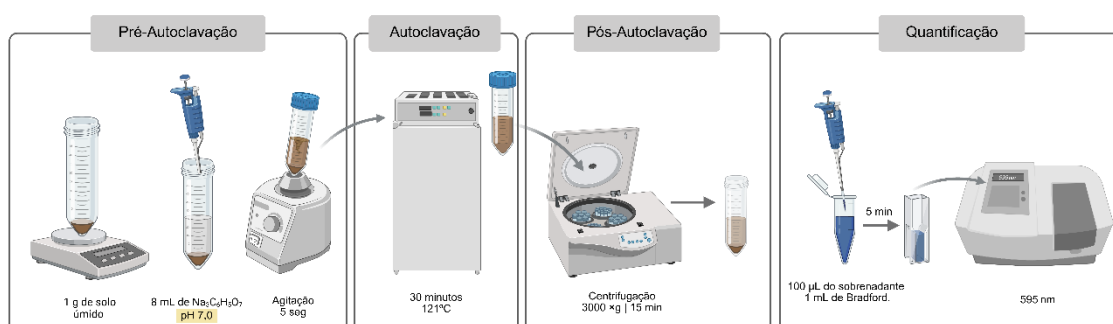
Imediatamente após a autoclavação, a amostra ainda quente é centrifugada a 3000 G por 15 minutos. Nesse momento, a amostra passa por centrifugação, uma etapa que utiliza a força centrífuga para separar os componentes do solo. As partículas mais pesadas se depositam rapidamente no fundo do tubo, formando um sedimento compacto. Já o líquido sobrenadante, que permanece na parte superior, carrega a glomalina extraída. Essa separação é fundamental para isolar a fração proteica de interesse (Wright; Upadhyaya, 1996). A quantificação da proteína presente no extrato foi realizada utilizando o método colorimétrico descrito por Bradford (1976).

Após a centrifugação, foi retirada uma alíquota de 100 µL do sobrenadante de cada amostra, à qual se adicionou 1 mL do reagente de Bradford. Esse reagente

contém o corante Coomassie Brilliant Blue G-250 dissolvido em meio ácido, permitindo a detecção e a estimativa da concentração proteica por meio de leitura espectrofotométrica. Ao se ligar às proteínas, o corante Coomassie Brilliant Blue G-250 passa de uma forma livre, catiônica e de coloração castanho-avermelhada, para uma forma aniônica, que apresenta um tom azul intenso. Para que essa reação ocorra de maneira completa e estável, a mistura foi deixada em repouso por cinco minutos, protegida da luz. Esse tempo de incubação é essencial para garantir a formação adequada do complexo entre corante e proteína. Passado esse intervalo, a absorbância da solução foi determinada em espectrofotômetro, com leitura no comprimento de onda de 595 nm. (Bradford, 1976; Kruger, 2009).

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DO PSRG-FE

Figura 8. Procedimento simplificado da PSRG-FE



Fonte: A autora, criado em *BioRender*

5.5.3.2 Proteína do Solo Relacionada à Glomalina Total (PSRG-T)

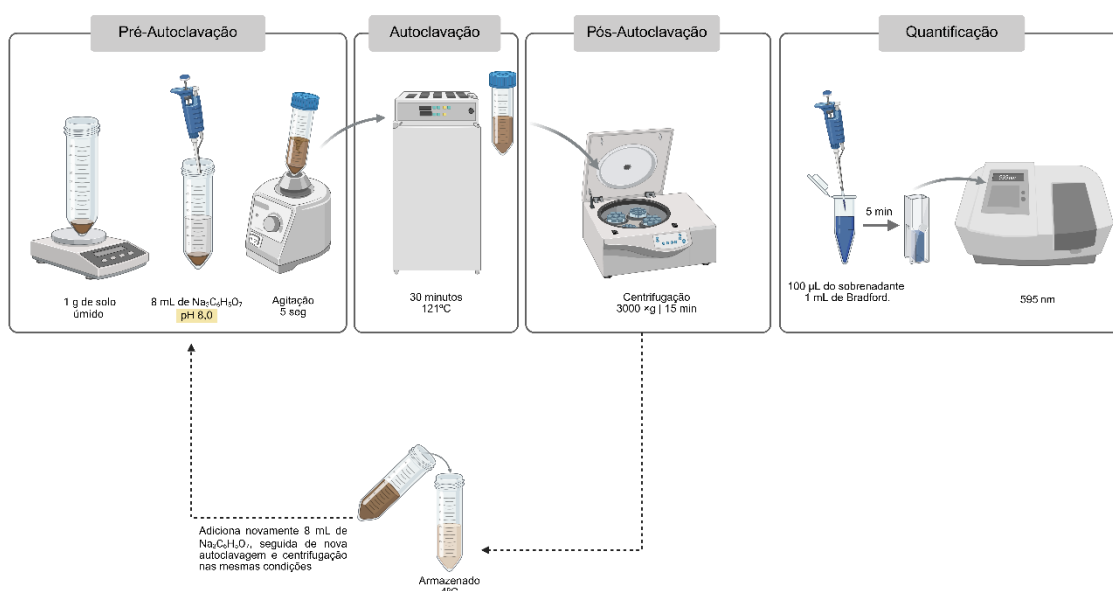
O procedimento começa com a pesagem de 1 g de solo, depositado em um tubo Falcon de 50 mL, onde foram adicionados 8 mL de Citrato de sódio (50 mM, pH 8,0), e submetida a autoclavagem por 60 minutos, a 121 °C. Em seguida, a amostra foi centrifugada a 3.000 G por 15 minutos. Após a centrifugação, o sobrenadante, foi transferido para um novo tubo Falcon e mantido refrigerado a 4 °C. A partir do sedimento restante, o processo foi repetido: adicionou-se mais solução de citrato, seguida de nova autoclavagem e centrifugação nas mesmas condições, conforme a Figura 9.

Os sobrenadantes obtidos a cada ciclo foram sendo reunidos no mesmo tubo refrigerado. Essa etapa de extração sequencial foi repetida entre seis e sete vezes,

até que o sobrenadante passar a apresentar uma coloração clara amarelada, sinal visual de que a glomalina já foi extraída do solo de forma total. Ao final, o volume total combinado de todos os sobrenadantes constituiu a fração de glomalina total, posteriormente utilizada para quantificação por meio do método de Bradford, conforme descrito anteriormente.

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DO PSRG-T

Figura 9. Procedimento simplificado da PSRG-T



Fonte: A autora, criado em *BioRender*

Para a curva de calibração, utilizou-se tampão PBS 0,015 M (Dulbecco's), pH 7,3, obtido ao dissolver 5,0 g de cloreto de sódio (NaCl), 0,2 g de cloreto de potássio (KCl), 1,15 g de fosfato dissódico (Na_2HPO_4) e 0,2 g de fosfato monopotássico (KH_2PO_4) em 1000 mL de água destilada, com o pH ajustado para 7,3. E também a solução de BSA (*Albumina Bovina Sérica*), preparada dissolvendo-se 0,1 g de BSA em 100 mL de água destilada.

Em seis microtubos de 2 mL, foram adicionados 1 mL de tampão PBS, que foram utilizados para realizar as diluições seriadas da BSA, conforme descrito na Tabela 3.

Tabela 3. Preparo da Curva de Calibração por diluição seriada da BSA

Tubo	PBS (mL)	BSA
Branco	1	0
Tubo 1	1	1 mL do estoque de BSA (1mg/mL)
Tubo 2	1	1 mL do tubo 1
Tubo 3	1	1 mL do tubo 2
Tubo 4	1	1 mL do tubo 3
Tubo 5	1	1 mL do tubo 4

Fonte: A autora

Em seguida, foram transferidos 100 µL das soluções preparadas nos tubos de 1 a 5 para novos tubos, e adicionou-se 1 mL do reagente de Bradford a cada tubo, conforme a tabela 4. A reação foi deixada em repouso por 5 minutos, em ambiente sem luminosidade.

Após o tempo de repouso, a leitura da absorbância foi realizada em espectrofotômetro, utilizando o comprimento de onda de 595 nm, começando pela menor concentração e seguindo a sequência do tubo 5 até o tubo 1.

Tabela 4. Preparo da Curva de Calibração com Bradford

Amostras	100uL da Diluição	Reativo de Bradford
Branco	100uL PBS	1mL
31,25 ug/mL	100uL tubo 5	1mL
62,5 ug/mL	100uL tubo 4	1mL
125 ug/mL	100uL tubo 3	1mL
500 ug/mL	100uL tubo 1	1mL

Fonte: A autora

EQUAÇÃO PROTEÍNAS DO SOLO RELACIONADAS À GLOMALINA

A quantificação das Proteínas do Solo Relacionadas à Glomalina foi realizada de acordo com a seguinte equação:

$$PSRG \text{ (mg/g de solo)} = \left(\frac{A \pm b}{a} \right) \times 10 \times 10^{-3} \times \frac{V_{CS}}{m_s}$$

(7)

Onde:

A = absorvância da amostra

b: Coeficiente angular da equação da reta da curva padrão

a: Coeficiente linear da curva padrão

V_{CS} = Volume de Citrato de Sódio utilizado (para saber a quantidade de proteína presente na amostra inteira e não apenas em 1mL)

x = Massa de proteína obtida a partir da curva de calibração

10 = Correção da massa de proteína para um volume de 1mL e não apenas 100uL (volume usado na análise)

10^{-3} = para converter ug para mg

m_s = Massa de solo seco (de 1g de solo)

5.5.4 ATIVIDADE ENZIMÁTICA DO SOLO (AES)

5.5.4.1 *Arilsulfatase (ARS)*

A atividade da enzima arilsulfatase no solo é avaliada com base no método proposto por Tabatabai e Bremner (1970). Essa enzima tem um papel importante no ciclo do enxofre, pois atua na quebra de compostos orgânicos que contêm sulfato aromático, liberando íons sulfato (SO_4^{2-}) que podem ser facilmente absorvidos pelas plantas.

Inicialmente, foi pesado 1 g de solo em tubo Falcon de 50 mL previamente identificado. Em seguida, foi adicionado 4 mL de tampão de acetato de sódio 50 mM, pH 5,8 ($C_2H_3NaO_2$), cuja função foi estabelecer um pH ácido ideal para favorecer a atividade máxima para a ação enzimática. Posteriormente, adicionaram-se 1 mL do substrato p-nitrofenil sulfato de potássio, e homogeneizada em Vórtex por 5 segundos. Esse composto, ao ser hidrolisado pela enzima presente na amostra de solo, libera o p-nitrofenol como produto da reação (Tabatabai, 1994).

A amostra foi então incubada a 37 °C por 1 hora em Shaker de Incubação, sob condições controladas de temperatura e tempo. Após o tempo de incubação, a reação foi interrompida pela adição de 1 mL de hidróxido de sódio (NaOH 0,5 M), utilizado para interromper a reação enzimática. Sua adição provoca um aumento no pH do meio, resultando na desnaturação da enzima. Esse processo impede que a enzima prossiga com a conversão do substrato em produto (Alef; Nannipieri, 1995). Em

seguida, foi adicionado 1 mL de solução de cloreto de cálcio (CaCl_2 0,5 M). O cloreto é usado para evitar a dispersão da argila e a extração excessiva de matéria orgânica durante o tratamento do solo. O cálcio (Ca^{2+}) ajuda a manter as partículas de argila unidas, evitando interferências na análise colorimétrica do p-nitrofenol (pNF). Após essa etapa, os tubos foram submetidos à centrifugação 974 G por 4 minutos, o que permitiu a separação do sobrenadante. Após a centrifugação, o sobrenadante foi retirado com pipeta e transferido para uma cubeta, onde a absorbância foi medida a 410 nm.

Para a realização da curva de calibração para determinação de p-nitrofenol (pNF), foram utilizados tubos de ensaio de vidro devidamente identificados de 0 a 12. E adicionados volumes crescentes da solução padrão de pNF a 20 $\mu\text{g/mL}$, nas seguintes proporções: 0,0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,6; 0,8; 1,0 e 1,2 mL. A cada tubo, adicionou-se 0,8 mL de hidróxido de sódio (NaOH) 0,5 M, e o volume final foi completado com água destilada, conforme a Tabela 5. Após o preparo, a absorbância foi lida em espectrofotômetro no comprimento de onda de 410 nm.

Tabela 5. Preparo da Curva de Calibração para Determinação de pNF (p-nitrofenol) da Enzima Arilsulfatase

Concentração de pNF ($\mu\text{g/mL}$)	Volume de pNF (20 $\mu\text{g/mL}$) (ml)	NaOH (ml)	Água destilada (ml)
0	0	0,8	1,2
1	0,1	0,8	1,1
2	0,2	0,8	1
4	0,4	0,8	0,8
6	0,6	0,8	0,6
8	0,8	0,8	0,4
10	1	0,8	0,2
12	1,2	0,8	0

Fonte: Autora

5.5.4.2 Beta-Glicosidase (BG)

A beta-glucosidase desempenha um papel importante no ciclo do carbono do solo, catalisando a hidrólise de beta-glicosídeos e oligossacarídeos derivados da celobiose. Essa ação contribui para a decomposição da matéria orgânica e a liberação de açúcares no solo. Para essa enzima, foi seguido o protocolo descrito por Eivazi e Tabatabai (1988).

Inicialmente, 1 grama de solo foi pesada em tubos Falcon de 50 mL, e em seguida adicionado 4 mL do tampão MUB (do inglês, *Modified Universal Buffer*), pH 6,0, que atua como meio de reação estável, mantendo o pH ideal para a atividade da enzima β -glicosidase (Tabatabai, 1982). Em seguida, foi adicionado 1 mL de uma solução de 4-nitrofenil- β -D-glicosídeo (pNFG) a 0,05 M, que atua como substrato sintético da enzima β -glicosidase. E então, homogeneizadas em vórtex e incubadas por 1 hora a 37 °C em shaker. Durante a incubação, a β -glicosidase catalisa a hidrólise do pNFG, e ocorre a quebra da ligação entre o grupo glicosídeo (glicose) e o grupo p-nitrofenil. Como resultado dessa reação, são formados dois compostos: a glicose e o p-nitrofenol (pNF). Em meio alcalino, o pNF adquire uma coloração amarela, permitindo sua medição, que reflete a atividade da enzima (Alef; Nannipieri, 1995).

Após a incubação, a reação foi interrompida com 1 mL de solução de cloreto de cálcio (0,5 M) e 4 mL de solução de Tris-hidroxi aminometano (THAM) 0,1 M (pH 12). Em seguida, os tubos foram submetidos a vórtex por 5 segundos e centrifugados a 974 G durante 4 minutos. Por último, o sobrenadante de cada tubo foi transferido para cubetas de leitura, onde a absorbância foi avaliada em um espectrofotômetro a 410 nm.

Para a elaboração da curva de calibração para a quantificação de p-nitrofenol (pNF), foram utilizados tubos de ensaio, numerados de 0 a 12. Em seguida, foram adicionados volumes crescentes da solução padrão de pNF a 20 μ g/mL, nas seguintes quantidades: 0,0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,6; 0,8; 1,0 e 1,2 mL. A cada tubo, foi incorporado 0,8 mL de THAM 0,5 M, e o volume final foi ajustado com água destilada, conforme especificado na Tabela 6. Após a preparação, a absorbância foi medida em um espectrofotômetro, utilizando um comprimento de onda de 410 nm.

Tabela 6. Preparo da Curva de Calibração para Determinação de pNF (p-nitrofenol) da Enzima β -glicosidase

Concentração de pNF (ug/mL)	Volume de pNF (20 ug/mL) (ml)	THAM (ml)	Água destilada (ml)
0	0	0,8	1,2
1	0,1	0,8	1,1
2	0,2	0,8	1
4	0,4	0,8	0,8
6	0,6	0,8	0,6
8	0,8	0,8	0,4
10	1	0,8	0,2
12	1,2	0,8	0

Fonte: Autora

5.5.4.3 Fosfatase Ácida (FA)

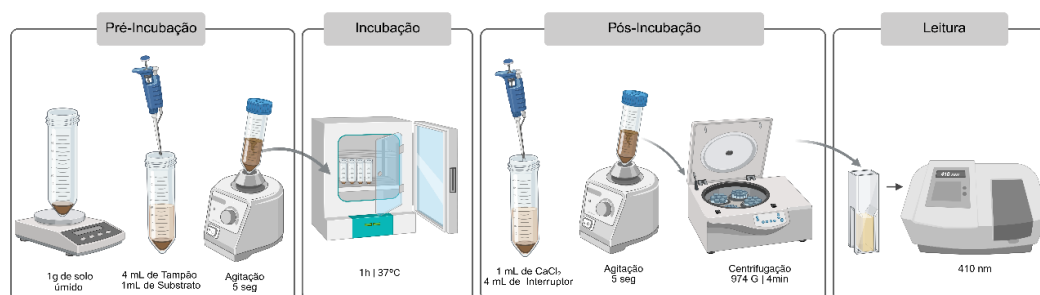
As fosfatases são enzimas essenciais para disponibilizar fósforo às plantas, um nutriente fundamental para seu crescimento. Elas atuam degradando diversos compostos contendo fósforo, liberando íons fosfato (PO_4^{3-}), que correspondem à forma assimilável pelas plantas para seu desenvolvimento. A atividade da fosfatase ácida foi determinada conforme o método descrito por Eivazi e Tabatabai (1977).

Inicialmente foi pesado 1 grama de solo em tubos Falcon de 50 mL. Em seguida, foram adicionados 4 mL do MUB, utilizado para manter o pH adequado à atividade enzimática. Após isso, adicionou-se 1 mL do substrato p-nitrofenil-fosfato de sódio (pNFF), e a mistura foi homogeneizada em vórtex por 5 segundos. As amostras foram então incubadas a 37 °C por 1 hora. Durante a incubação, a fosfatase promove a quebra da ligação entre o grupo fosfato e o anel de p-nitrofenol, resultando na liberação do p-nitrofenol (Tabatabai, 1982; Alef; Nannipieri, 1995). Após a incubação, a reação enzimática foi interrompida com a adição de 1 mL de Cloreto de Cálcio 0,5 M e 4 mL de Hidróxido de Sódio 0,5 M, homogeneizada novamente em vórtex e, em seguida, centrifugada por 4 minutos a 974 G. Por fim, o sobrenadante é transferido para cubetas, e a sua absorbância é lida em um espectrofotômetro no comprimento de onda de 410 nm.

O preparo da curva de calibração para a determinação de p-nitrofenol (pNF) da enzima fosfatase ácida segue os mesmos procedimentos e quantidades utilizados para a enzima Arilsulfatase, conforme descrito na Tabela 5 no 5.5.4.1.

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DAS ENZIMAS: ARS, BG E FA

Figura 10. Procedimento simplificado da para a quantificação das Enzimas: ARS, BG e FA



Fonte: A autora, criado em *BioRender*

EQUAÇÃO PARA DETERMINAÇÃO DAS ATIVIDADES DAS ENZIMAS: ARS, BG E FA.

A determinação da atividade das enzimas arilsulfatase, beta glicosidase e fosfatase é realizada com base na seguinte equação:

$$P - \text{nitrofenol } (\mu\text{g/mL}) = \left(\frac{A \pm b}{a} \right) \times \left(\frac{10}{M_{SS} \times 1} \right) \quad (8)$$

Onde:

A = Absorbância da amostra

a = Coeficiente angular da curva padrão

b = Coeficiente linear da curva padrão

10 (mL) = Soma dos volumes de todos os reagentes adicionados ao solo

Mss (g) = Massa de solo seco

1 (h) = Tempo de incubação

5.5.4.4 Urease (URE)

Para quantificar a atividade da enzima urease no solo, utilizou-se o método colorimétrico descrito por Kandeler e Gerber (1988). Esse método baseia-se na quantificação da amônia liberada durante a hidrólise da ureia, catalisada pela urease.

No procedimento analítico, foram inicialmente pesados 5 gramas de solo e transferidos para um frasco de Erlenmeyer de 125 mL. Em seguida, adicionaram-se 2,5 mL de uma solução de ureia, que atua como substrato da enzima, e 20 mL de tampão borato. As amostras foram incubadas a 37 °C por 2 horas, temperatura considerada próxima ao ideal para a atividade da urease, simulando condições favoráveis à hidrólise da ureia. Após esse período, a reação foi interrompida com a adição de 30 mL de KCl acidificado, o que permitiu a extração da amônia formada, tornando-a disponível na fase líquida para posterior quantificação.

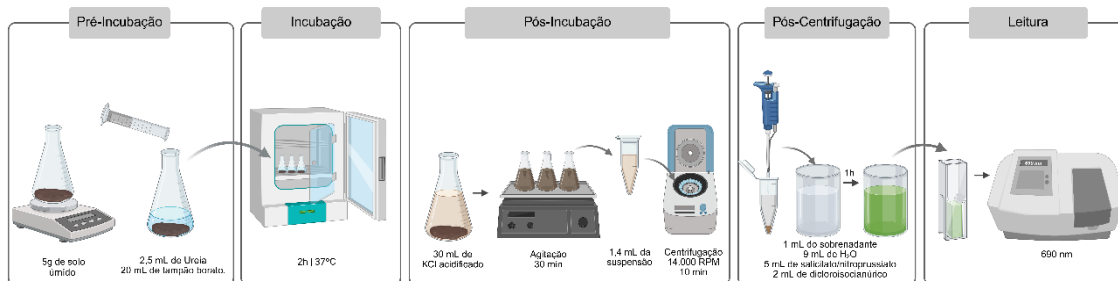
As amostras de solo foram agitadas por 30 minutos para garantir uma extração eficiente da amônia (NH_4^+) presente. Essa agitação promove a solubilização do íon amônio na solução extratora, aumentando a sensibilidade da análise. Posteriormente, retirou-se uma alíquota de 1,4 mL da suspensão para a etapa de centrifugação, realizada em microtubos de 2 mL a 14.000 rpm por 10 minutos. A centrifugação tem

o objetivo de separar a fase sólida da líquida, facilitando a obtenção de um sobrenadante claro e livre de partículas (Mulvaney, 1996). Do sobrenadante obtido, extraiu-se 1 mL que foi diluído em 9 mL de água destilada, e em seguida adicionado 5 mL da solução de salicilato/nitroprussiato de sódio. Essa solução atua como reagente colorimétrico, reagindo com a amônia para formar um complexo que apresenta coloração esverdeada, comumente referido como método de Berthelot (Mulvaney, 1996; Patton; Crouch, 1977; Weatherburn, 1967).

Para estabilizar a coloração formada, foram acrescentados 2 mL da solução de dicloroisocianúrico, um agente oxidante que assegura a formação e a manutenção da intensidade da cor durante o tempo de leitura, evitando sua degradação. Para estabilizar a coloração esverdeada formada, foram acrescentados 2 mL da solução de dicloroisocianúrico, que atua como agente oxidante, essencial para manter a reação estável. Sem essa estabilização, a coloração poderia diminuir ou variar com o tempo, prejudicando a precisão da medida de absorbância (Bremner; Keeney, 1965; Weatherburn, 1967). A solução foi então deixada em repouso à temperatura ambiente por 1 hora, garantindo a completa reação química e o desenvolvimento estável da coloração. Por fim, a absorbância da solução foi medida em espectrofotômetro a 690 nm.

PROCEDIMENTO SIMPLIFICADO PARA A QUANTIFICAÇÃO DA ENZIMA UREASE

Figura 11. Procedimento simplificado da para a quantificação das Enzima URE



Fonte: A autora, criado em BioRender

Para a curva de calibração, inicialmente, adicionou-se 1 mL da solução de cloreto de amônio a 9 mL da solução de KCl, obtendo-se uma solução com concentração de $100 \mu\text{g NH}_4^+-\text{N mL}^{-1}$. Em seguida, realizou-se uma diluição, na qual 1 mL dessa solução foi pipetado e diluído em 9 mL de água destilada, resultando em uma solução com concentração de $10 \mu\text{g NH}_4^+-\text{N mL}^{-1}$.

A partir dessa solução diluída, adicionaram-se 5 mL da solução de salicilato/nitroprussiato de sódio e 2 mL da solução de dicloroisocianurato de sódio, conforme descrito na Tabela 7. Após 1 hora de reação, realizou-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro, a 690 nm.

Tabela 7. Construção da curva de calibração para N-NH₄⁺.

Concentração de NH ₄ -N (µg mL ⁻¹)	Solução 10 µg NH ₄ -N mL ⁻¹ (mL)	Água destilada (mL)	Salicilato/Nitroprussiato (mL)	Dicloroisocianúrico (mL)
0	0	10	5	2
0,5	0,5	9,5	5	2
1	1	9	5	2
1,25	1,25	8,75	5	2
1,5	1,5	8,5	5	2
1,75	1,75	8,25	5	2
2	2	8	5	2

Fonte: A autora

EQUAÇÃO UREASE (URE)

A quantificação da urease foi realizada utilizando a equação:

$$Urease (\mu g NH_4^+ - N g^{-1}) = \frac{\left(\frac{Abs \pm b}{a}\right) \times V \times 10}{M_s \times 5}$$

(9)

Onde:

Abs = Absorbância da amostra.

a = Coeficiente angular da curva de calibração

b = Coeficiente linear da curva de calibração

V = Volume total do extrato (52,5 mL)

10 = Fator de diluição

M_s = Massa seca do solo (1g)

5 = Massa seca do solo utilizado (5g)

Tabela 8. Comparação das principais características metodológicas das análises enzimáticas.

Enzima	Ciclo	Massa de Solo	Tampão	pH	Substrato	Tempo de Incubação	Paralisação da Reação	Produto da Reação	Referência
Arilsulfatase	Enxofre	1 g	Acetado de Sódio	5,8	P-nitrofenil-Sulfato de Potássio	1h	CaCl ₂ + NaOH	P-nitrofenil	Tabatabai & Bremner (1970)
β-Glicosidase	Carbono	1 g	MUB	6,0	4-nitrofenil-β-D-glicopiranosídeo	1h	CaCl ₂ + THAM	P-nitrofenil	Eivazi & Tabatabai (1988)
Fosfatase Ácida	Fósforo	1 g	MUB	6,5	P-nitrofenil-Fosfato de Sódio	1h	CaCl ₂ + NaOH	P-nitrofenil	Eivazi & Tabatabai (1977)
Urease	Nitrogênio	5 g	Tampão Borato	10	Ureia	2h	KCl Acidificado	Amônia	Kandeler & Gerber (1988)

Fonte: A autora

5.5.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Inicialmente, aplicaram-se análises descritivas para caracterizar as variáveis, utilizando: média, mediana, desvio padrão e amplitude. Em seguida, a normalidade dos dados foi verificada por meio do teste de Shapiro-Wilk. Como os resultados indicaram que os dados não seguiam uma distribuição normal, optou-se pelo uso de métodos não paramétricos. Para verificar diferenças significativas entre os grupos. Utilizou-se o teste de Friedman, seguido pelo teste de Wilcoxon para comparações múltiplas, adotando-se um nível de significância de 5% ($\alpha = 0,05$).

As análises estatísticas foram realizadas no software RStudio (versão 2025.09.1) utilizando a linguagem R (R Core Team, 2025). Utilizando os pacotes ggplot2, readxl, dplyr, tidyr, ggthemes, PMCMRplus e rstatix.

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Visando compreender os efeitos do terraceamento e áreas agrícolas ao longo do tempo em sistema de plantio direto (SPD), com foco nos atributos biológicos do solo, foram analisadas amostras coletadas em diferentes anos (2020, 2021, 2022 e 2024) em áreas com (CT) e sem (ST) terraço.

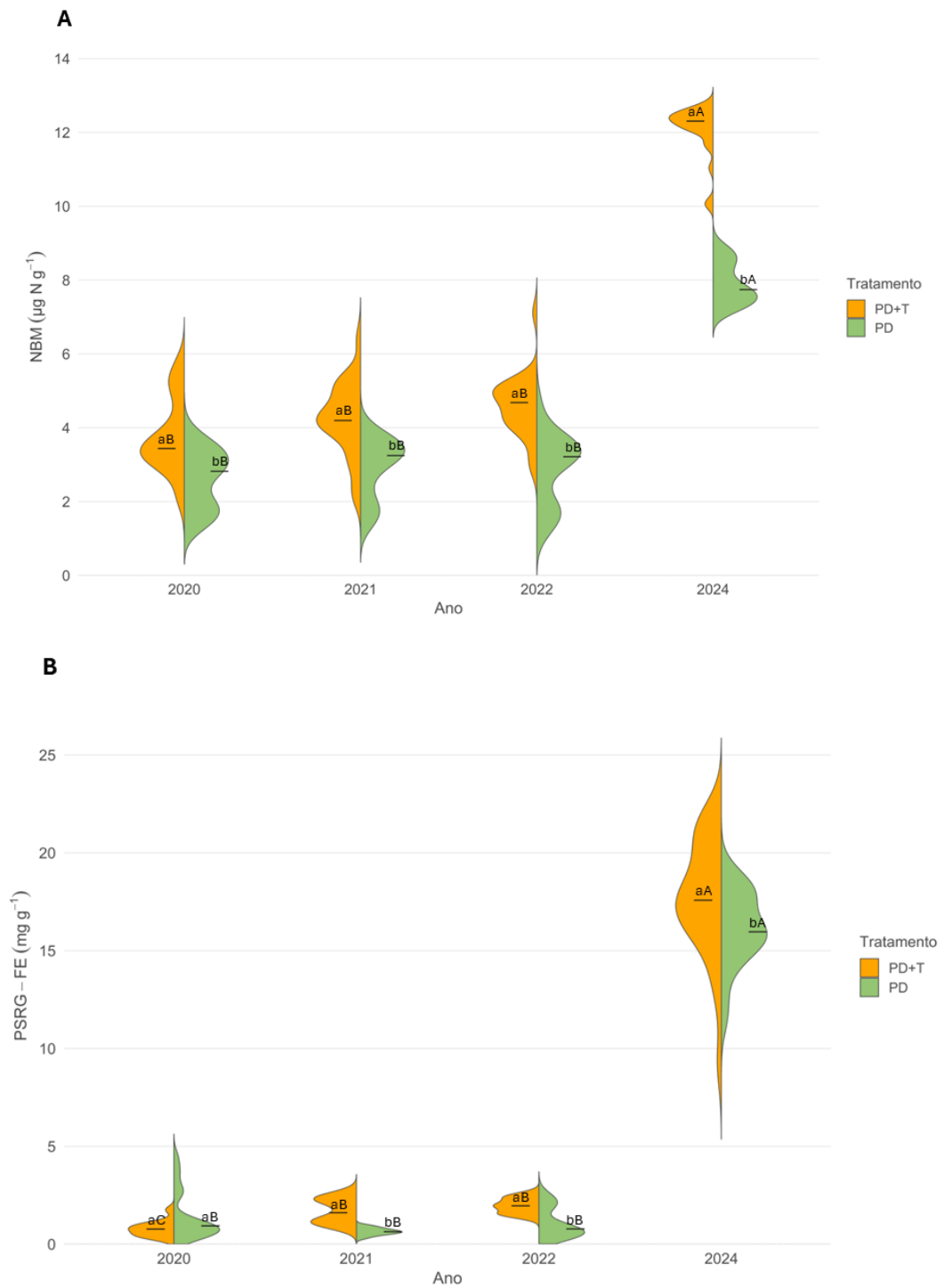
Os indicadores microbianos analisados foram: carbono e nitrogênio da biomassa microbiana (C-BMS e N-BMS), respiração basal do solo (RBS), quociente metabólico (qCO_2), proteínas do solo relacionadas à glomalina facilmente extraível (PSRG-FE) e total (PSRG-T), arilsulfatase (ARS), fosfatase ácida (FA) e urease (URE).

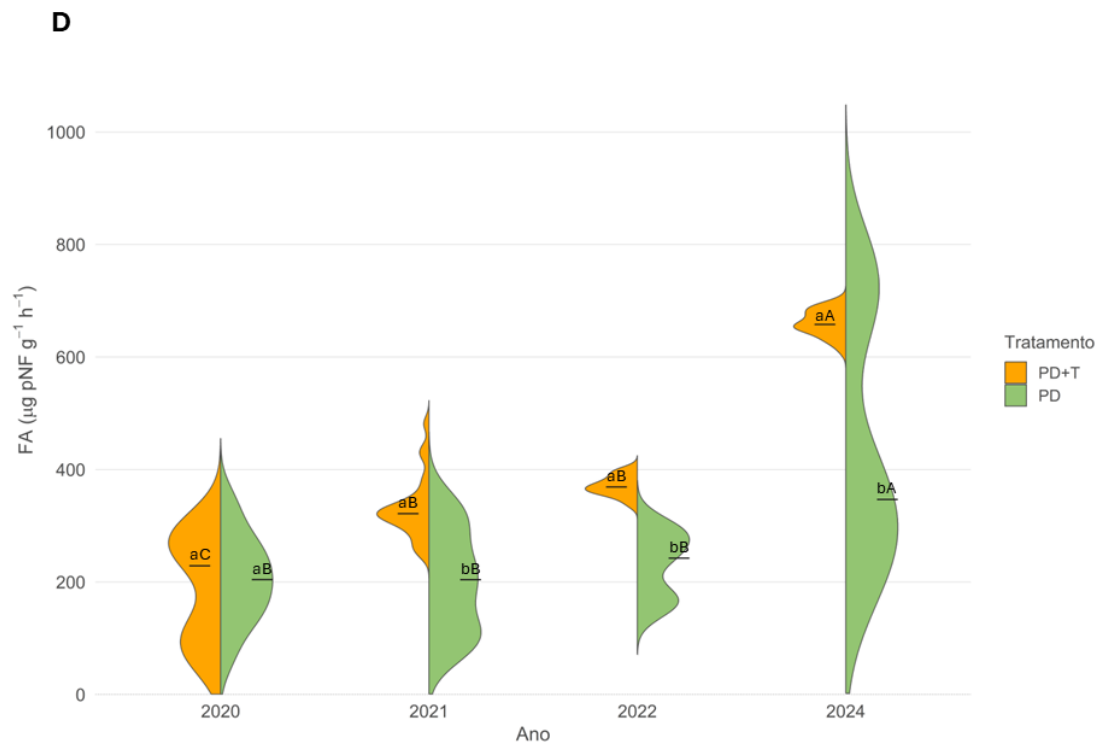
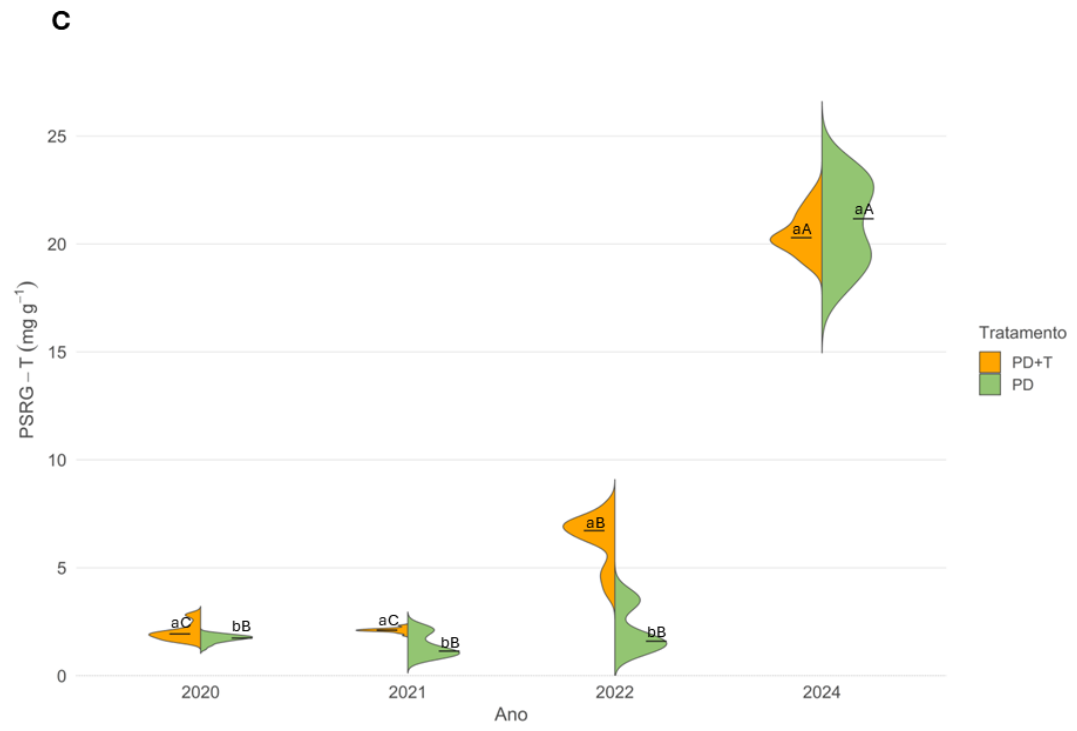
Com base nas diferenças estatisticamente significativas observadas entre tratamentos e anos avaliados, os resultados foram organizados em três grupos principais. O primeiro agrupa os indicadores que apresentaram superioridade consistente no sistema com terraço, ou seja, atributos que mantiveram desempenho superior de forma estável ao longo do período avaliado. O segundo engloba os indicadores com superioridade consistente no sistema sem terraço, destacando aqueles atributos que permaneceram em vantagem nesse manejo ao longo do tempo. E por fim, o terceiro grupo reúne os indicadores que apresentaram padrões de superioridade alternante entre os tratamentos, evidenciando variabilidade na resposta.

6.1 INDICADORES COM SUPERIORIDADE ESTÁVEL NO TRATAMENTO COM TERRAÇO.

Ao longo do período observado, os indicadores biológicos: Nitrogênio da Biomassa Microbiana do Solo (NBM), Urease (URE), Proteínas do Solo Relacionadas à Glomalina Facilmente Extraível (PSRG-FE), Proteínas do Solo Relacionadas à Glomalina Total (PSRG-T) e a Fosfatase ácida (FA), apresentaram comportamento consistentemente superior e mais estável no sistema com terraço. (CT), quando comparados ao sistema sem terraço (ST). Essa tendência de estabilidade, aliada ao aumento gradual desses indicadores a partir de 2021, sugere que a prática contínua de medidas de conservação, como a implantação de terraços agrícolas, contribui de forma favorável e acumulativo na qualidade biológica do solo (Figura 12)

Figura 12. N-BMS (A), PSRG-FE (B), PSRG-T (C), FA (D) e URE (E) ao longo dos anos de 2020 a 2024, em áreas sob plantio direto com (CT) e sem terraceamento (ST).







Fonte: A autora

Legenda: As letras minúsculas fazem a comparação entre as áreas CT e ST, enquanto as letras maiúsculas comparam a mesma área entre os diferentes anos. Letras distintas indicam uma diferença estatisticamente significativa, conforme o teste de Wilcoxon ($p < 0,05$). CT representa "com terraço", e ST "sem terraço".

A construção de terraços demanda um revolvimento no solo para a formação das estruturas de contenção. Esse processo mecânico rompe temporariamente a estrutura física do solo, afetando especialmente os agregados estáveis, componentes essenciais para abrigar microrganismos, proteger enzimas, manter a porosidade e garantir resistência a estresses ambientais (Tisdall; Oades, 1982).

Consequentemente, após a construção dos terraços, é comum observar uma menor atividade microbiológica associada à alteração na estrutura do ambiente microbiano. Assim, os menores valores registrados em 2020 não representam uma falha do sistema conservacionista, mas refletem um período de transição, durante o qual o solo ainda se encontrava em processo de reorganização estrutural e funcional após a intervenção (Franzluebbers, 2002; Six et al., 2004).

À medida que o sistema se estabiliza, o manejo com terraço favorece a recuperação da estrutura do solo, permitindo a reestabilização dos agregados e o acúmulo gradual de matéria orgânica (Antle et al., 2006). Esse processo de regeneração se reflete nos valores mais elevados e consistentes dos indicadores a partir de 2021. Desde esse período, os dados mostram uma tendência clara de

aumento e estabilização dos atributos no sistema com terraço (CT) indicaram valores persistentemente maiores, evidenciando a recuperação estrutural e funcional do solo sob manejo conservacionista contínuo.

A melhoria contínua e consistente dos atributos do solo pode ser compreendida como um reflexo do efeito cumulativo promovido pelo uso do terraceamento ao longo do tempo. Ao reduzir o escoamento superficial, os terraços desempenham um papel essencial na conservação da umidade, na minimização das perdas por erosão hídrica e na retenção de nutrientes nas camadas superiores do solo. Esses benefícios favorecem a manutenção e o acúmulo de matéria orgânica, promovendo uma estrutura do solo mais estável e propícia ao desenvolvimento de microrganismos metabolicamente ativos e funcionalmente eficientes, os quais são essenciais para os processos biogeoquímicos e para a sustentabilidade do sistema agrícola (Govaerts et al., 2019; Schönbrodt-Stitt et al., 2013; Zhang et al., 2019).

As frações de proteínas do solo relacionadas à glomalina: facilmente extraível (PSRG-FE) e a total (PSRG-T), demonstraram padrões distintos de acúmulo e estabilidade entre os tratamentos ao longo do período analisado. Em 2020, a análise estatística não evidenciou diferença significativa no conteúdo de PSRG-FE entre os tratamentos CT e ST. Embora o tratamento ST tenha apresentado uma concentração numérica maior ($0,935 \text{ mg g}^{-1}$) em relação ao CT ($0,768 \text{ mg g}^{-1}$), essa diferença não foi estatisticamente significativa. No entanto, essa tendência se inverteu a partir de 2021, com o CT registrando aumentos progressivos atingindo $17,576 \text{ mg g}^{-1}$ em 2024, valor superior ao do ST ($15,959 \text{ mg g}^{-1}$). A fração total (PSRG-T) apresentou um padrão semelhante, onde ambos os tratamentos cresceram de forma expressiva ao longo do tempo, com destaque para o CT, que partiu de $1,94 \text{ mg g}^{-1}$ em 2020 e alcançou $20,29 \text{ mg g}^{-1}$ em 2024 (Tabela 9).

As dispersões relativas reforçam esses contrastes. A fração facilmente extraível (PSRG-FE) mostrou redução contínua da variabilidade no CT, caindo de 68,83% em 2020 para apenas 21,05% em 2024, o que indica maior homogeneidade sob esse manejo. Já o tratamento ST teve comportamento instável, com dispersão muito alta em 2022 (185,90%) e um recuo apenas em 2024 (15,41%). A fração total (PSRG-T) apresentou uma tendência semelhante: os valores no CT foram mais baixos que no ST, com destaque para 2021, quando o CT registrou 4,27% e o ST, 82,61%. Em 2022, a diferença também foi marcante, com 15,48% no CT e 123,75% no ST. Mesmo em

2024, o ST ainda apresentou mais que o dobro da dispersão relativa observada no CT, com 16,30% e 5,82%, respectivamente.

Esse aumento nos seus teores reflete a maturação da comunidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e a intensificação de sua atividade no solo. As proteínas do solo relacionadas à glomalina (PSRG) exercem um papel central na formação e estabilidade dos agregados, funcionando como um agente natural de ligação entre as partículas do solo. Essa ação favorece a formação de estruturas mais resistentes à erosão (Gałazka et al., 2017; Tchameni et al., 2013). Os agregados, por sua vez, constituem a base da organização física do solo e influenciam diretamente os processos ligados à matéria orgânica e aos ciclos biogeoquímicos. Em solos com estrutura bem consolidada, há maior estímulo à atividade microbiana, o que favorece o acúmulo de glomalina ao longo do tempo (Six et al., 2004; Wang et al., 2015).

Da mesma forma, a Fosfatase Ácida (FA) consolidou o CT como tratamento superior ao longo de todo o período experimental, alcançando seu pico em 2024, com $658 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{ h}^{-1}$, quase o dobro dos $347 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{ h}^{-1}$ registrados no ST. Contrariamente, enquanto o CT demonstrou dispersão decrescente ao longo dos anos (de 74% para apenas 4%), o ST mostrou um aumento expressivo na variabilidade em 2024 (130%), indicando uma crescente heterogeneidade na atividade dessa enzima (Tabela 9). Esse processo é particularmente importante para a atividade da fosfatase ácida, responsável pela liberação do fósforo inorgânico a partir de compostos orgânicos, pois em solos tropicais altamente intemperizados, como os Latossolos, o fósforo é um dos nutrientes limitantes à produtividade, devido à sua forte fixação em minerais como os compostos oxidados de ferro e alumínio (Novais et al., 2007; Sposito, 2008). Nesse contexto, práticas que favorecem a ciclagem fósforo tornam-se estratégicas para aumentar sua biodisponibilidade e promover sistemas agrícolas mais sustentáveis (Bautista-Cruz; Ortiz-Hernandez, 2015; Green et al., 2007; Pandey et al., 2014).

A atividade da enzima urease também apresentou um padrão consistente, destacando o tratamento com terraceamento (CT). Os valores aumentaram significativamente, partindo de $19,79 \mu\text{g NH}_4^+-\text{N g}^{-1}$ em 2020 e atingindo $41,79 \mu\text{g NH}_4^+-\text{N g}^{-1}$ em 2024, desempenho superior ao ST em todos os anos, especialmente em 2020, quando apresentou quase o dobro do valor no sistema ST ($10,99 \mu\text{g NH}_4^+-\text{N g}^{-1}$). Além dos maiores valores, CT também se destacou pela estabilidade: sua dispersão relativa caiu de 26,12% em 2020 para apenas 4,79% em 2024,

indicando um comportamento progressivamente mais homogêneo. De forma oposta, o ST apresentou mudanças mais evidentes, com uma queda na variabilidade em 2021 (5,96%), seguida de um pico em 2022 (47,98%) e nova redução em 2024 (22,33%). Esse contraste evidencia que o terraceamento não apenas estimula a atividade enzimática, mas também contribui para uma maior estabilidade nos processos relacionados ao ciclo do nitrogênio (Tabela 9).

Complementarmente à ação da fosfatase ácida no ciclo do fósforo, a urease é indispensável para o manejo do nitrogênio no solo. A urease atua como catalisadora na quebra hidrolítica da uréia em amônio (NH_4^+), forma prontamente assimilável pelas plantas. A atividade dessa enzima é fortemente modulada por variáveis ambientais, como umidade, temperatura, pH e disponibilidade de substratos orgânicos (Kandeler et al., 1999; Tabatabai; Bremner, 1972). Ambientes com maior estabilidade favorecem a atividade microbiana e enzimática, promovendo uma dinâmica mais eficiente do nitrogênio no solo (Baldock; Nelson, 2000).

Na tabela 9, podemos observar que o nitrogênio da biomassa microbiana (N-BMS) exibiu diferenças notáveis entre os tratamentos. Onde CT mostrou aumento constante, atingindo seu ápice em 2024 com $12,31 \mu\text{g N/g}^{-1}$, quase o dobro dos $7,74 \mu\text{g N/g}^{-1}$ observados em ST no mesmo ano. Por outro lado, o ST manteve valores relativamente estáveis e inferiores ao CT após 2020. Quanto à dispersão relativa, o CT evidenciou uma redução contínua da variabilidade, caindo de 32,27% em 2020 para apenas 3,57% em 2024, indicando maior homogeneidade na atividade ligada ao tratamento com terraceamento. Em contraste, o ST manteve uma variabilidade mais elevada e instável, com picos em 2020 (48,94%) e 2022 (50,31%), e uma queda para 11,76% em 2024. Esses resultados sugerem que o tratamento CT favoreceu não apenas um aumento na concentração de NBM, mas também um ambiente mais estável e homogêneo para seu acúmulo ao longo dos anos.

Assim, a acumulação gradual de matéria orgânica no solo, combinada com a maior capacidade de retenção de água, cria condições ideais para a atividade microbiana. Isso resulta em um aumento significativo da atividade biológica do solo e na imobilização do nitrogênio na biomassa microbiana (Mahal; Castellano; Miguez, 2018; Wei et al., 2018). A menor variação observada nos dados do sistema com terraceamento (CT) indica maior estabilidade ecológica, o que favorece uma atividade microbiana mais eficiente e contribui para a estabilidade da vida biológica presente no solo (Cavicchioli et al., 2019; Sinsabaugh et al., 2016). Essa estabilidade está

associada aos efeitos positivos do terraceamento, como o aumento da retenção de água, a redução da erosão hídrica e o acúmulo de matéria orgânica, fatores essenciais para a conservação e o equilíbrio do ambiente edáfico (Pruski et al., 1997; Bertol et al., 2007).

Tabela 9. Valores medianos, de 1º quartil e de 3º quartil dos indicadores biológicos do solo: NBM; PSRG-FE; PSRG-T; FA e URE avaliados com terraceamento (CT) e sem terraceamento (ST) em 2020, 2021, 2022 e 2024.

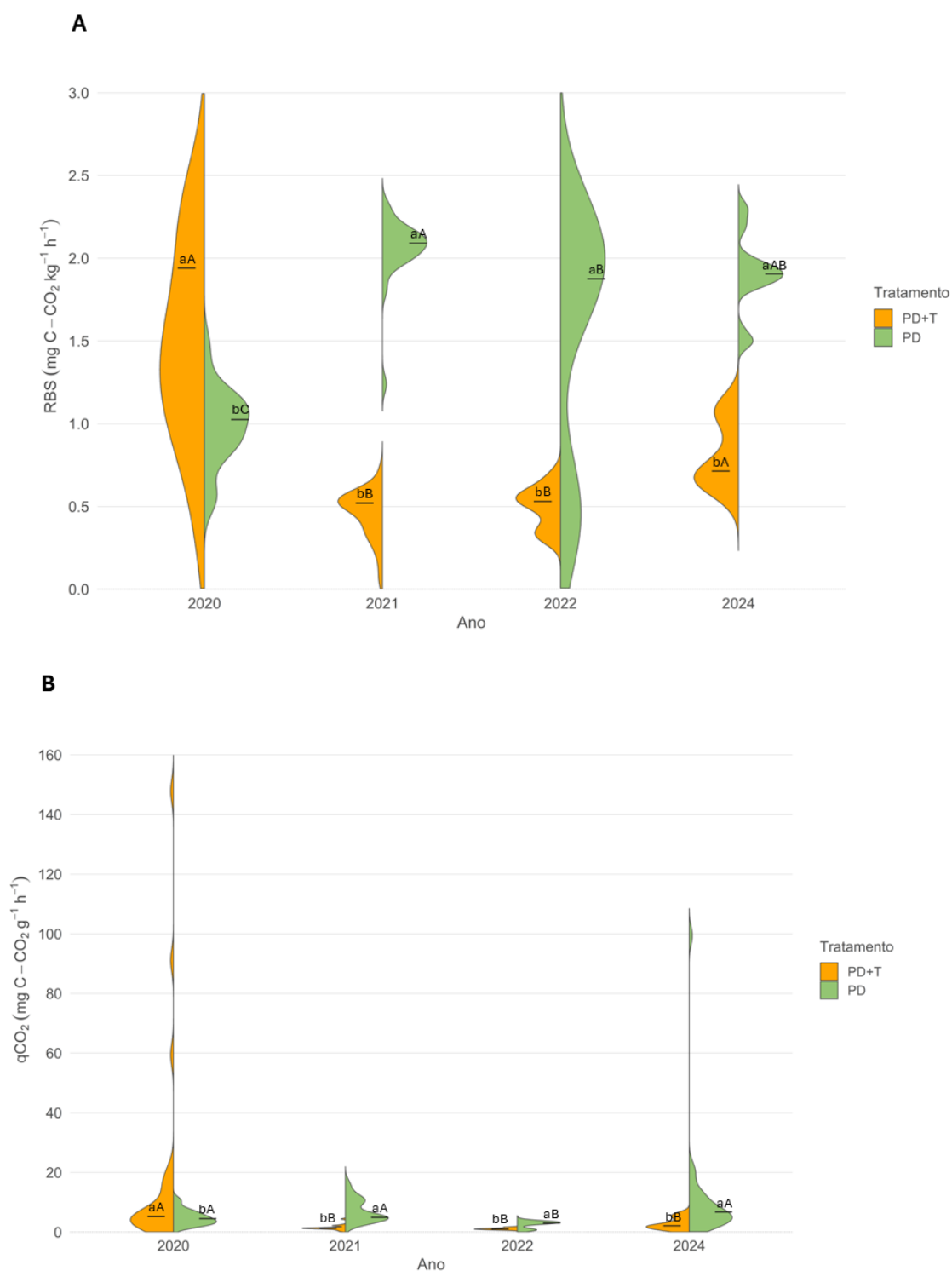
Indicador	2020		2021		2022		2024	
	CT	ST	CT	ST	CT	ST	CT	ST
	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]
NBM	3,44	2,82	4,20	3,25	4,68	3,22	12,31	7,74
($\mu\text{g N/g solo}$)	[3,18 - 4,29]	[1,86 - 3,24]	[3,92 - 4,97]	[2,21 - 3,49]	[4,18 - 5,06]	[1,88 - 3,50]	[12,02 - 12,46]	[7,44 - 8,35]
PSRG-FE	0,77	0,93	1,61	0,64	1,96	0,78	17,58	15,96
(mg g^{-1})	[0,48 - 1,01]	[0,56 - 1,62]	[1,12 - 2,33]	[0,53 - 0,78]	[1,57 - 2,29]	[0,44 - 1,89]	[16,33 - 20,03]	[15,40 - 17,86]
PSRG-T	1,94	1,75	2,11	1,15	6,72	1,60	20,29	21,16
(mg g^{-1})	[1,77 - 2,12]	[1,63 - 1,83]	[2,07 - 2,16]	[0,97 - 1,92]	[6,05 - 7,09]	[1,42 - 3,40]	[20,04 - 21,22]	[19,33 - 22,78]
FA	228.80	204.23	321.45	204.16	369.06	242.41	657.81	346.67
($\mu\text{g pNF g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$)	[105,68 - 274,14]	[156,20 - 256,54]	[304,54 - 343,39]	[103,47 - 267,74]	[357,94 - 382,51]	[170,97 - 280,81]	[649,44 - 678,54]	[267,05 - 716,56]
URE	19,79	11,00	37,48	31,21	42,79	40,04	41,79	34,89
($\mu\text{g NH}_4^+ \text{-N g}^{-1}$)	[18,62 - 23,79]	[9,50 - 12,29]	[33,40 - 41,00]	[30,07 - 31,93]	[41,81 - 43,31]	[21,58 - 40,79]	[41,15 - 43,15]	[31,90 - 39,69]

Fonte: A autora

6.2 INDICADORES COM SUPERIORIDADE ESTÁVEL NO TRATAMENTO SEM TERRAÇO

Os resultados observados na Figura 13, indicam que o sistema sem terraceamento (ST) apresenta uma atividade respiratória microbiana significativamente maior, evidenciada pelo aumento da respiração basal do solo (RBS) e do quociente metabólico ($q\text{CO}_2$), especialmente a partir de 2021.

Figura 13. RBS (A) e $q\text{CO}_2$ (B) ao longo dos anos de 2020 a 2024, em áreas sob plantio direto com (CT) e sem terraceamento (ST).



Fonte: A autora

Legenda: As letras minúsculas fazem a comparação entre as áreas CT e ST, enquanto as letras maiúsculas comparam a mesma área entre os diferentes anos. Letras distintas indicam uma diferença estatisticamente significativa, conforme o teste de Wilcoxon ($p < 0,05$). CT representa "com terraço", e ST significa "sem terraço".

A Respiração Basal do Solo (RBS) apresentou comportamentos distintos entre os tratamentos ao longo do período estudado. Em valores, o sistema sem terraceamento (ST) manteve níveis mais elevados, destacando-se em 2021 (2,09 mg C CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹), 2022 (1,88 mg C CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹) e 2024 (1,91 mg C CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹), enquanto o tratamento com terraceamento (CT) registrou valores menores, com pico inicial em 2020 (1,94 mg C CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹) seguido de queda no anos seguintes. A dispersão relativa revelou comportamento contrário: o CT apresentou elevada variabilidade em 2020 (109,28%), que diminuiu nos anos seguintes, enquanto o ST mostrou baixa dispersão na maior parte, exceto um pico em 2022 (82,98%), indicando maior heterogeneidade nesse ano (Tabela 9).

A respiração microbiana é um indicador importante do estado funcional do ecossistema. Uma taxa elevada pode refletir um aumento no consumo energético basal da microbiota, sugerindo que grande parte da energia disponível está sendo usada para a manutenção celular, em vez de ser direcionada ao crescimento microbiano ou ao acúmulo de biomassa. Esse comportamento é típico de ambientes sob estresse, nos quais a eficiência metabólica da comunidade microbiana se encontra reduzida (Manzoni et al., 2012). Em áreas sem terraceamento, o solo torna-se mais suscetível à erosão e aos efeitos de variações climáticas, o que compromete sua estabilidade. A instabilidade interfere, tornando o processo de decomposição da matéria orgânica mais intenso e desordenado, resultando em uma liberação acelerada de carbono. Isso dificulta a manutenção de estoques estáveis de carbono no solo ao decorrer do tempo (Davidson; Janssens, 2006; Fang et al., 2005). Como consequência, observa-se uma respiração microbiana mais intensa, porém com menor eficiência, pois grande parte da energia liberada durante a decomposição não é transformada em biomassa microbiana (Manzoni, 2012).

O Quociente Metabólico (qCO_2), por sua vez é o indicador da eficiência do uso do carbono pelo solo pela microbiota, seguiu padrão similar. O CT iniciou com valores mais altos em 2020 (5,20 mg C-CO₂ g⁻¹ C-BMS h⁻¹), reduzindo significativamente em 2021 (1,31 mg C-CO₂ g⁻¹ C-BMS h⁻¹) e 2022 (1,06 mg C-CO₂ g⁻¹ C-BMS h⁻¹), com um aumento em 2024 (2,11 mg C-CO₂ g⁻¹ C-BMS h⁻¹). Já o tratamento ST manteve valores mais altos e estáveis ao longo do tempo, registrando 4,90, 3,00 e 6,72 mg C-CO₂ g⁻¹ C-BMS h⁻¹ nos anos de 2021, 2022 e 2024, respectivamente. Em termos de variabilidade, o CT apresentou elevada dispersão inicial (216,54% em 2020), que diminuiu até 2022, antes de aumentar novamente em 2024 (135,07%). O ST exibiu

menor variação da dispersão, embora com picos em 2021 (113,88%) e 2022 (84,00%).

O aumento do quociente metabólico (qCO_2) observado no sistema sem terraceamento reforça a ideia de que a microbiota do solo está sob estresse ou operando com baixa eficiência metabólica. O qCO_2 é definido como a razão entre a respiração basal e o carbono da biomassa microbiana, é um indicador importante da eficiência onde o carbono assimilado é direcionado à produção de biomassa pelos microrganismos (Saviozzi et al., 2002) Quando esse valor se eleva, significa que uma parte significativa da energia obtida durante a decomposição dos substratos orgânicos está sendo perdida na forma de CO_2 , em vez de ser direcionada à construção celular, o que aponta para um uso menos eficiente dos recursos disponíveis (Anderson; Domsch, 1993; Manzoni et al., 2012).

O terraceamento mostrou ser uma prática capaz de tornar o solo mais estável e saudável, favorecendo um uso mais eficiente do carbono, com menor atividade respiratória basal e variações mais equilibradas no qCO_2 ao longo do tempo. Já a ausência de práticas conservacionistas, tende a acentuar problemas como a compactação do solo, variações na umidade, baixos níveis de matéria orgânica estável e maior vulnerabilidade à erosão. Com o tempo, tudo isso contribui para acelerar a degradação do solo e comprometer sua qualidade a longo prazo.

Tabela 10. Valores medianos, de 1º quartil e de 3º quartil dos indicadores biológicos do solo: RBS e qCO_2 avaliados com terraceamento (CT) e sem terraceamento (ST) em 2020, 2021, 2022 e 2024.

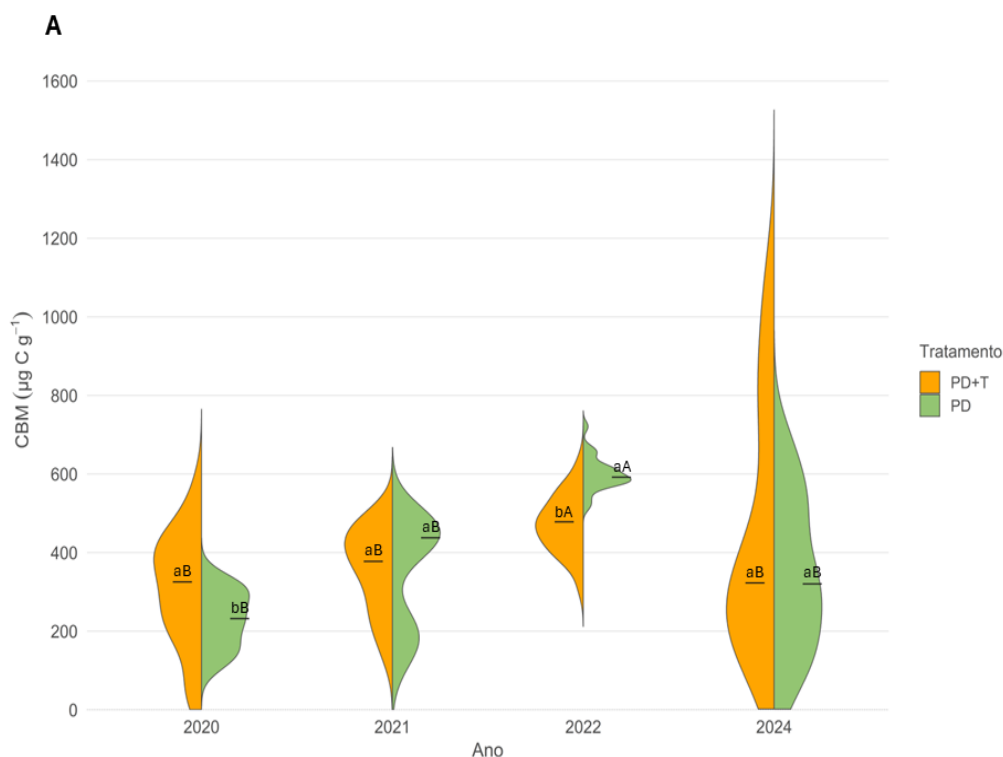
Indicador	2020		2021		2022		2024	
	CT	ST	CT	ST	CT	ST	CT	ST
	Mediana	Mediana	Mediana	Mediana	Mediana	Mediana	Mediana	Mediana
	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]	[Q1-Q3]
RBS	1,94	1,03	0,52	2,09	0,53	1,88	0,71	1,91
(mg C CO_2 kg ⁻¹ solo h ⁻¹)	[1,24 - 3,36]	[0,88 - 1,14]	[0,37 - 0,55]	[2,00 - 2,15]	[0,37 - 0,57]	[0,50 - 2,06]	[0,65 - 1,04]	[1,84 - 1,96]
qCO_2	5,20	4,48	1,31	4,90	1,06	3,00	2,11	6,72
(mg C- CO_2 g ⁻¹ C-BMS h ⁻¹)	[3,37- 14,63]	[2,76 - 6,28]	[1,10 - 1,53]	[4,65 - 10,23]	[0,85 - 1,19]	[0,82 - 3,34]	[1,52 - 4,37]	[3,45 - 11,90]

Fonte: A autora

6.3 INDICADORES COM SUPERIORIDADE ALTERNANTE ENTRE OS TRATAMENTOS COM E SEM TERRAÇO

Durante o período avaliado, os indicadores: carbono da biomassa microbiana (CBM), beta-glicosidase (BG) e arilsulfatase (ARS) e apresentaram variações ao longo dos anos, tanto nos sistemas com terraço (CT) quanto sem terraço (ST), sem seguir um padrão linear ou uma tendência clara. Essas oscilações refletem a sensibilidade desses indicadores a diversos fatores, como as condições climáticas, as mudanças no regime de chuvas, a temperatura do solo e, principalmente, o histórico de perturbações físicas provocadas pelo manejo agrícola (Brookes, 1995; Powlson et al., 1997; Schimel; Schaeffer, 2012).

Figura 14. C-BMS (A), BG (B) e ARS (C) ao longo dos anos de 2020 a 2024, em áreas sob plantio direto com (CT) e sem terraceamento (ST).





Fonte: A autora

Legenda: As letras minúsculas fazem a comparação entre as áreas CT e ST, enquanto as letras maiúsculas comparam a mesma área entre os diferentes anos. Letras distintas indicam uma diferença estatisticamente significativa, conforme o teste de Wilcoxon ($p < 0,05$). CT representa "com terraço", e ST significa "sem terraço".

A dinâmica do carbono da biomassa microbiana (CBM) variou entre os tratamentos ao longo do período. O CT registrou os maiores valores em 2020 (325,55

$\mu\text{g C/g}^{-1}$) e 2022 ($478,28 \mu\text{g C/g}^{-1}$), mas caiu em 2024 ($322,76 \mu\text{g C/g}^{-1}$). Já o ST, inicialmente inferior, superou o CT em 2021 ($437,69 \mu\text{g C/g}^{-1}$) e 2022 ($591,89 \mu\text{g C/g}^{-1}$). Já os maiores contrastes se evidenciaram nos padrões de dispersão: o CT reduziu sua variabilidade de 56,61% (2020) para 20,12% (2022), mas apresentou um pico em 2024 (150,24%). O ST seguiu padrão semelhante, com mínima dispersão em 2022 (6,35%) e aumento expressivo em 2024 (112,33%). Apesar dos altos teores de C-BMS, ambos os tratamentos apresentaram elevada heterogeneidade ao final do período avaliado (Tabela 9).

A atividade da beta-glicosidase (BG) apresentou comportamentos distintos entre os tratamentos. No sistema com terraceamento (CT), houve oscilações ao longo do tempo, com um pico expressivo em 2022 ($139,08 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$), seguido por uma queda em 2024 ($109,58 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$). Já no sistema sem terraceamento (ST), observou-se um crescimento gradual, com maior valor registrado em 2024 ($150,22 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$). Apesar disso, a dispersão relativa foi consistentemente menor no CT, variando de 8,27% a 58,98%, enquanto no ST permaneceu mais alta ao longo do período, com destaque para 2022 (75,35%). Esses resultados indicam que, embora o ST tenha encerrado o ciclo com maior atividade enzimática, o CT proporcionou uma dinâmica da BG mais estável e menos sujeita a variações.

Na atividade da arilsulfatase (ARS), o tratamento com terraceamento também demonstrou uma tendência de crescente estabilidade ao longo dos anos. Em 2020, o ST apresentava valores mais altos ($58,39 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$) em comparação ao CT ($48,97 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$), tendência que se manteve em 2021. A partir de 2022, no entanto, o CT passou a registrar aumentos progressivos na atividade enzimática, alcançando $89,50 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$ em 2024. E ST continuou com valores superiores, atingindo $98,31 \mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$ no mesmo ano. Porém em relação a dispersão relativa, o CT apresentou oscilações mais controladas, com o menor valor em 2022 (6,73%) e um leve aumento em 2024 (26,23%). Por outro lado, o ST iniciou o período com alta variabilidade (71,64% em 2020) e, apesar de reduções ao longo dos anos, ainda manteve valores relativamente elevados até 2022 (43,38%). Apenas em 2024 o ST alcançou uma dispersão semelhante à do CT, com 25,28%.

Em 2020, a atividade biológica do solo respondeu de modo distinto aos sistemas implantados. A atividade da arilsulfatase (ARS) foi superior no tratamento sem terraço (ST), possivelmente em razão da maior estabilidade física do solo

proporcionada pela ausência de revolvimento mecânico. Essa estabilidade preserva a integridade dos agregados, mantendo um ambiente mais contínuo e favorável para a atuação das enzimas, cuja atividade é sensível a alterações estruturais do solo (Six et al., 2006; Schmidt et al., 2011).

De maneira inversa, os níveis mais altos de carbono da biomassa microbiana (C-BMS) e de beta-glicosidase (BG) foram identificados no sistema com terraceamento (CT). Esse resultado pode estar relacionado ao revolvimento inicial do solo durante a construção dos terraços, que, embora tenha causado certa perturbação na estrutura física do solo, favoreceu a redistribuição e incorporação de resíduos vegetais remanescentes nas camadas superficiais do solo (Ralisch et al., 2010; Six et al., 2002). Com sua rápida decomposição, a matéria orgânica adicionada ao solo passou a fornecer carbono lábil em abundância, o que impulsionou a atividade microbiana. Como consequência, observou-se um crescimento expressivo da biomassa microbiana e da atividade da beta-glicosidase, enzima fundamental no ciclo do carbono (Hayano, 1973; Stott et al., 2010).

No ano de 2021, foi observada uma mudança no padrão dos dados, os três atributos apresentaram valores medianos mais elevados no sistema sem terraceamento (ST). Esse desempenho pode estar ligado à maior estabilidade física e química do solo nesse manejo. A ausência de revolvimento, combinada com a presença contínua de palhada do sistema de plantio direto, criou um ambiente mais favorável ao desenvolvimento da microbiota. A cobertura vegetal atua como uma barreira protetora, reduzindo variações bruscas envolvendo a temperatura e a umidade presentes na camada superficial do solo. Esse microclima mais estável ajuda a diminuir o estresse sobre os microrganismos, beneficiando o armazenamento de carbono microbiano assim como a atividade das enzimas do solo (Demetrio et al., 2020; Six et al., 2004; Tiemann; Grandy, 2015).

Nos anos de 2022 e 2024, os resultados mostraram uma grande variabilidade entre os tratamentos, sem seguir um padrão claro ou consistente. Essa oscilação nos atributos biológicos do solo parece estar relacionada à influência de fatores climáticos, especialmente às variações de temperatura e disponibilidade de água no solo. Essas alterações interferem não apenas na atividade microbiana, mas também no desempenho das enzimas do solo, que são sensíveis a mudanças no ambiente (Allison & Treseder, 2008; Brookes, 1995; Schimel; Schaeffer, 2012). Dessa forma, a ausência de um padrão definido nesses anos reforça a importância de adotar

abordagens que considerem, de forma integrada, os atributos biológicos, físicos e químicos do solo, permitindo uma compreensão mais ampla da sua dinâmica.

Tabela 11. Valores medianos, de 1º quartil e de 3º quartil dos indicadores biológicos do solo: CBM, ARS e BG e qCO_2 avaliados com terraceamento (CT) e sem terraceamento (ST) em 2020, 2021, 2022 e 2024.

Indicador	2020		2021		2022		2024	
	CT	ST	CT	ST	CT	ST	CT	ST
	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]	Mediana [Q1-Q3]
C-BMS ($\mu\text{g C/g solo}$)	325,55 [223,90 - 408,21]	232,075 [170,15 - 294,58]	377,64 [278,45 - 438,17]	437,685 [201,98 - 453,16]	478,275 [427,74 - 523,98]	591,89 [578,57 - 616,16]	322,755 [195,88 - 680,78]	310,08 [163,15 - 511,45]
BG ($\mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$)	99,94 [92,17 - 106,71]	78,81 [70,71 - 102,70]	47,50 [45,11 - 49,04]	70,07 [59,90 - 86,53]	139,08 [109,09 - 191,12]	91,43 [53,79 - 122,68]	109,58 [104,49 - 114,95]	150,22 [116,42 - 166,30]
ARS ($\mu\text{g pNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$)	48,97 [47,06 - 54,59]	58,39 [49,17 - 91,00]	42,62 [39,97 - 45,78]	55,88 [46,94 - 76,31]	65,22 [62,33 - 66,72]	62,73 [45,04 - 72,25]	89,50 [84,83 - 108,31]	98,32 [88,94 - 113,80]

Fonte: A autora

6.4 ATRIBUTOS MAIS SENSÍVEIS PARA DETECTAR DIFERENÇAS ENTRE TRATAMENTOS COM E SEM TERRAÇO

A sensibilidade dos atributos biológicos foi avaliada com base na ocorrência de diferenças estatisticamente significativas entre os tratamentos CT e ST ao longo dos anos de avaliação (2020, 2021, 2022 e 2024), utilizando-se o critério de letras distintas como indicativo de diferença significativa, sendo os valores mais próximos do início do alfabeto associados a maiores médias.

Entre os atributos avaliados, o NBM destacou-se como o mais sensível, apresentando diferenças significativas entre os sistemas de manejo em 100% dos anos. O tratamento CT manteve, consistentemente, valores superiores aos do ST, evidenciando a robustez desse indicador para discriminar alterações relacionadas ao manejo do solo.

A URE também se mostrou altamente sensível, com diferenças significativas entre os tratamentos em todos os anos analisados. O padrão de resposta foi semelhante ao observado para o NBM, com valores mais elevados no tratamento CT, refletindo maior atividade enzimática associada à ciclagem do nitrogênio nesse sistema.

Atributos como FA, GT e GFE foram considerados moderadamente sensíveis, pois apresentaram diferenças estatísticas em três dos quatro anos avaliados, sempre com valores iguais ou superiores no tratamento CT. A consistência dessas respostas sugere que esses indicadores são úteis na detecção de alterações no ciclo do fósforo e na dinâmica de deposição de proteínas do solo, ainda que com sensibilidade ligeiramente inferior à de NBM e URE.

Por outro lado, os atributos CBM, RBS, $q\text{CO}_2$, ARS e BG apresentaram sensibilidade limitada ou comportamento inconsistente ao longo dos anos. Alguns demonstraram diferenças apenas esporádicas (ex: CBM e BG), enquanto outros apresentaram inversões de padrão entre os tratamentos (ex: RBS e $q\text{CO}_2$), comprometendo sua confiabilidade como indicadores de distinção entre sistemas de manejo em longo prazo.

Esses resultados reforçam a importância da seleção criteriosa de indicadores para o monitoramento da qualidade do solo, considerando não apenas a significância estatística isolada, mas também a estabilidade temporal e a consistência das respostas ao manejo.

7 CONCLUSÕES

- A implantação dos terraços promoveu efeitos positivos e significativos na saúde do solo, refletidos nos maiores valores de NBM, URE, GFE, GT e FA ao longo dos anos.
- Dentre os atributos avaliados, o $q\text{CO}_2$ destacou-se como o mais variável, enquanto a urease apresentou a maior estabilidade, sendo o indicador com menor dispersão relativa ao longo do período.
- O ano de 2020 apresentou maior heterogeneidade entre os atributos, possivelmente em decorrência das condições experimentais iniciais. Já em 2024, observou-se o melhor desempenho biológico, com sete dos dez indicadores atingindo seus valores máximos, o que sugere um efeito cumulativo positivo do manejo ao longo do tempo.
- NBM e URE demonstraram ser os indicadores mais sensíveis e consistentes para diferenciar os sistemas de manejo, apresentando diferenças claras e estáveis ao longo dos anos. FA, GT e GFE mostraram sensibilidade intermediária, enquanto CBM, RBS, $q\text{CO}_2$, ARS e BG exibiram padrões mais irregulares, com menor capacidade de discriminação entre os tratamentos.
- O sistema sem terraço apresentou maior heterogeneidade nos dados, com dispersão relativa 47% superior ao tratamento com terraço, indicando maior variabilidade ao longo da topossequência.

REFERÊNCIAS

- ALEF, K.; NANNIPIERI, P. Enzyme activities. In: ALEF, K.; NANNIPIERI, P. (ed.). *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*. London: Academic Press, 1995. p. 214-222.
- ALLISON, S. D.; TRESEDER, K. K. Warming and drying suppress microbial activity and carbon cycling in boreal forest soils. *Global Change Biology*, v. 14, n. 12, p. 2898-2909, 2008.
- ALLISON, S. D.; WALLENSTEIN, M. D.; BRADFORD, M. A. Soil-carbon response to warming dependent on microbial physiology. *Nature Geoscience*, v. 3, p. 336-340, 2010.
- ALMEIDA, R. F. D.; NAVES, E. R.; MOTA, R. P. D. Soil quality: enzymatic activity of soil β -glucosidase. *Global Journal of Agricultural Research and Reviews*, v. 3, p. 146-150, 2015.
- ALVES, T. D. S.; CAMPOS, L. L.; ELIAS NETO, N.; MATSUOKA, M.; LOUREIRO, M. F. Biomassa e atividade microbiana de solo sob vegetação nativa e diferentes sistemas de manejos. *Acta Scientiarum. Agronomy*, Maringá, v. 33, n. 2, 2011.
- ANDERSON, J. P. E. Soil respiration. In: PAGE, A. L.; MILLER, R. H.; KEENEY, D. R. (eds.). *Methods of soil analysis: part 2 – chemical and microbiological properties*. Madison, WI: ASA-SSSA, 1982. p. 831-871.
- ANDERSON, J. P. E.; DOMSCH, K. H. Quantities of plant nutrients in the microbial biomass of selected soils. *Soil Science*, v. 130, p. 211-216, 2006.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. The metabolic quotient for CO₂ (qCO₂) as a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions, such as pH, on the microbial biomass of forest soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 25, n. 3, p. 393-395, 1993.
- ANGERS, D. A.; CARON, J. Plant-induced changes in soil structure: processes and feedbacks. *Biogeochemistry*, Dordrecht, v. 42, n. 1-2, p. 55-72, 1998.
- ANTLE, J. M.; STOORVOGEL, J. J.; VALDIVIA, R. O. Multiple equilibria, soil conservation investments, and the resilience of agricultural systems. *Environment and Development Economics*, v. 11, n. 4, p. 477-492, 2006.
- BAI, J.; YANG, S.; ZHANG, Y.; LIU, X.; GUAN, Y. Assessing the impact of terraces and vegetation on runoff and sediment routing using the time-area method in the Chinese Loess Plateau. *Water*, v. 11, n. 4, p. 803, 2019.
- BALOTA, E.; NOGUEIRA, M.; MENDES, I.; HUNGRIA, M.; FAGOTTI, D. S. L.; MELO, G.; SOUZA, R. C.; JOSÉ DE MELO, W. Enzimas e seu papel na qualidade do solo. *Tópicos em Ciência do Solo*, v. 8, p. 189-249, 2013.
- BALDOCK, J. A.; NELSON, P. N. Soil organic matter. In: SUMNER, M. E. (ed.). *Handbook of soil science*. Boca Raton, FL: CRC Press, 2000. p. B25-B84.

BALOTA, E.; CHAVES, J. Enzymatic activity and mineralization of carbon and nitrogen in soil cultivated with coffee and green manures. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 34, p. 1573-1583, 2010.

BAUTISTA-CRUZ, A.; ORTIZ-HERNANDEZ, Y. D. Hydrolytic soil enzymes and their response to fertilization: a short review. *Comunicata Scientiae*, v. 6, p. 255, 2015.

BERTOL, I.; ALBUQUERQUE, J. A.; LEITE, D.; AMARAL, A. J.; ZOLDAN JUNIOR, W. A. Propriedades físicas do solo sob preparo convencional e semeadura direta em rotação e sucessão de culturas, comparadas às do campo nativo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 28, n. 1, p. 155-163, fev. 2004.

BERTOL, O. J.; RIZZI, N. E.; BERTOL, I.; ROLOFF, G. Perdas de solo e água e qualidade do escoamento superficial associadas à erosão entre sulcos em área cultivada sob semeadura direta e submetida às adubações mineral e orgânica. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 31, p. 781-792, 2007b.

BLANCO-CANQUI, H.; LAL, R. *Principles of soil conservation and management*. Dordrecht: Springer, 2008.

BOGUNOVIC, I.; PEREIRA, P.; KISIC, I.; SAJKO, K.; SRAKA, M. Tillage management impacts on soil compaction, erosion and crop yield in Stagnosols (Croatia). *Catena*, v. 160, p. 376-384, 2018.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, v. 72, p. 248-254, 1976.

BRANDT, E.; SOUZA, L.; VITORINO, A.; MARCHETTI, M. Desempenho agrônomo de soja em função da sucessão de culturas em sistema de plantio direto. *Ciência e Agrotecnologia*, v. 30, 2006.

BREMMER, J. M.; KEENEY, D. R. Steam distillation methods for determination of ammonium, nitrate and nitrite. *Analytica Chimica Acta*, v. 32, p. 485-495, 1965.

BREMNER, J. M. Nitrogen-total. In: SPARKS, D. L. (ed.). *Methods of soil analysis: part 3 – chemical methods*. Madison, WI: Soil Science Society of America, 1996. p. 1085-1121. (SSSA Book Series, v. 5).

BREMNER, J. M.; MULVANEY, C. S. Total nitrogen. In: BLACK, C. A. (ed.). *Methods of soil analysis: part 2 – chemical and microbiological properties*. Madison: American Society of Agronomy, 1982. v. 9.

BROOKES, P. C.; LANDMAN, A.; PRUDEN, G.; JENKINSON, D. S. Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: a rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 17, n. 6, p. 837-842, 1985.

BÜNEMANN, E.; BONGIORNO, G.; BAI, Z.; CREAMER, R.; DEYN, G. B.; GOEDE, R. G. M.; FLESKENS, L.; GEISSEN, V.; KUYPER, T.; MÄDER, P.; PULLEMAN, M.; SUKKEL, W.; VAN GROENIGEN, J. W.; BRUSSAARD, L. Soil quality: a critical review. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 120, p. 105-125, 2018.

CALDWELL, B. Enzyme activities as a component of soil biodiversity: a review. *Pedobiologia*, v. 49, p. 637-644, 2005.

CAO, Y.; WU, Y.; ZHANG, Y.; TIAN, J. Landscape pattern and sustainability of a 1300-year-old agricultural landscape in subtropical mountain areas, Southwestern China. *The International Journal of Sustainable Development and World Ecology*, v. 20, n. 4, p. 349-357, 2013.

CARVALHO, M. L. et al. *Guia prático de plantas de cobertura: aspectos fitotécnicos e impactos sobre a saúde do solo*. 2022.

CASSOL, E. A.; DENARDIN, J. E.; KOCHHANN, R. A. Sistema plantio direto: evolução e implicações sobre a conservação do solo e da água. In: CERETTA, C. A.; SILVA, L. S.; REICHERT, J. M. (ed.). *Tópicos em ciência do solo*. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. v. 5, p. 333-370.

CAVICCHIOLI, R. et al. Scientists' warning to humanity: microorganisms and climate change. *Nature Reviews Microbiology*, v. 17, n. 9, p. 569-586, set. 2019. DOI: 10.1038/s41579-019-0222-5.

CERETTA, C. A. et al. Manejo da adubação nitrogenada na sucessão aveia preta/milho, no sistema plantio direto. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 26, p. 163-171, 2002.

CHARZYŃSKI, P.; PIOTROWSKA-DŁUGOSZ, A. The impact of the soil sealing degree on microbial biomass, enzymatic activity, and physicochemical properties in the Ekranic Technosols of Toruń (Poland). *Journal of Soils and Sediments*, v. 15, p. 47-59, 2015.

CHEN, H.; LIU, J.; LI, D.; XIAO, K.; WANG, K.-L. Controls on soil arylsulfatase activity at a regional scale. *European Journal of Soil Biology*, v. 90, p. 9-14, 2019.

CHERUBIN, M. et al. Soil physical quality response to sugarcane expansion in Brazil. *Geoderma*, 2016.

DAVIDSON, E.; JANSSENS, I. Temperature sensitivity of soil carbon decomposition and feedbacks to climate change. *Nature*, v. 440, p. 165-173, 2006.

DEMETRIO, W. C. et al. Earthworms in Brazilian no-tillage agriculture: current status and future challenges. *European Journal of Soil Science*, v. 71, n. 6, 2020.

DENG, S. P.; TABATABAI, M. A. Microbial biomass nitrogen in soils: effects of cropping systems and management practices. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 32, n. 10, p. 1253-1260, 2000.

DE-POLLI, H.; PIMENTEL, M. S. Indicadores de qualidade do solo. In: AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. (ed.). *Processos biológicos no sistema solo-planta: ferramentas para uma agricultura sustentável*. Brasília: Embrapa-SCT, 2005. p. 17-28.

DEXTER, A. R. Soil physical quality. Part I. Theory, effects of soil texture, density, and organic matter, and effects on root growth. *Geoderma*, v. 120, p. 201-214, 2004.

DHARMAKEERTHI, R.; THENABADU, M. W. Urease activity in soils: a review. *Journal of the National Science Foundation of Sri Lanka*, v. 24, 2013.

DILLY, O.; ZYAKUN, A. Priming effect and respiratory quotient in a forest soil amended with glucose. *Geomicrobiology Journal*, v. 25, 2008.

DERPSCH, R.; FRIEDRICH, T.; KASSAM, A.; LI, H. Current status of adoption of no-till farming in the world and some of its main benefits. *International Journal of Agricultural and Biological Engineering*, v. 3, p. 1-25, 2010.

DORAN, J. W.; PARKIN, T. B. Defining and assessing soil quality. In: DORAN, J. W. et al. (ed.). *Defining soil quality for a sustainable environment*. Madison: Soil Science Society of America, 1994. p. 3-21. (Special Publication, n. 35).

DORAN, J. W.; ZEISS, M. R. Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. *Applied Soil Ecology*, v. 15, n. 1, p. 3-11, 2000.

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Phosphatases in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 9, n. 3, p. 167-172, 1977.

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Glucosidases and galactosidases in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 20, n. 5, p. 601-606, 1988.

EMBRAPA. *Sistema Brasileiro de Classificação de Solos*. 5. ed. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2018. 356 p.

FANG, C.; SMITH, P.; MONCRIEFF, J. B.; SMITH, J. U. Similar response of labile and resistant soil organic matter pools to changes in temperature. *Nature*, v. 433, n. 7021, p. 57-59, 2005.

FOLLMER, C. Insights sobre o papel e a estrutura das ureases vegetais. *Fitoquímica*, v. 69, p. 18-28, 2008.

FRANCHINI, J. C. et al. Organic composition of green manure during growth and its effect on cation mobilization in an acid Oxisol. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, v. 34, p. 2045-2058, 2003.

FRANZLUEBBERS, A. J. Soil organic matter stratification ratio as an indicator of soil quality. *Soil and Tillage Research*, v. 66, n. 2, 2002.

FRANZLUEBBERS, A. J. Water infiltration and soil structure related to organic matter and its stratification with depth. *Soil and Tillage Research*, v. 66, n. 2, p. 197-205, 2002.

FU, Q. et al. Effects of urease and nitrification inhibitors on soil N, nitrifier abundance and activity in a sandy loam soil. *Biology and Fertility of Soils*, v. 56, n. 2, p. 185-194, 2020.

GAŁĄZKA, A. et al. Efeito de diferentes práticas de manejo agrícola nos parâmetros biológicos do solo, incluindo fração de glomalina. *Ambiente do Solo Vegetal*, v. 63, p. 300–306, 2017.

GIL-SOTRES, F.; TRASAR-CEPEDA, C.; LEIRÓS, M. C.; LABANDEIRA, S. Different approaches to evaluating soil quality using biochemical properties. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 37, p. 877-887, 2005.

GOVAERTS, B. et al. Long-term consequences of tillage, residue management, and crop rotation on selected soil micro-flora groups in the subtropical highlands. *Applied Soil Ecology*, v. 38, p. 197-210, 2008.

GREEN, V.; STOTT, D.; CRUZ, J.; CURI, N. Tillage impacts on soil biology activity and aggregation in a Brazilian cerrado oxisol. *Soil and Tillage Research*, v. 92, p. 114-121, 2007.

HAYANO, K. A method for determining β -glucosidase activity in soil. *Soil Science and Plant Nutrition*, v. 19, p. 103-108, 1973.

HOBBS, P. R. Conservation agriculture: what is it and why is it important for future sustainable food production? *Journal of Agricultural Science*, v. 145, n. 2, p. 127-137, 2007.

HOLZ, C.; SANTIN, C. Coberturas vegetais do solo e manejo de cultivo e suas contribuições para as culturas agrícolas. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, v. 13, n. 1, p. 1-10, 2018.

JANZEN, H. H.; JANZEN, D. W.; GREGORICH, E. G. The ‘soil health’ metaphor: illuminating or illusory? *Soil Biology and Biochemistry*, v. 159, e108167, 2021.

JENKINSON, D. S.; POWLSON, D. S. The effects of biocidal treatments on metabolism in soil-V: a method for measuring soil biomass. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 8, n. 3, p. 209-213, 1976.

JORDÁN, A.; ZAVALA, L.; GIL, J. Effects of mulching on soil physical properties and runoff under semi-arid conditions in southern Spain. *Catena*, v. 81, p. 77-85, 2010.

KARLEN, D. L. et al. Soil quality: a concept, definition and framework for evaluation. *Soil Science Society of America Journal*, v. 61, n. 1, p. 4-10, 1997.

KASSAM, A.; FRIEDRICH, T.; DERPSCH, R. Disseminação global da agricultura de conservação. *Revista Internacional de Estudos Ambientais*, v. 76, n. 1, p. 29-51, 2018.

KANDELER, E.; GERBER, H. Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. *Biology and Fertility of Soils*, v. 6, p. 68-72, 1988.

KRUGER, N. J. The Bradford method for protein quantitation. In: WALKER, J. M. (ed.). *The protein protocols handbook*. Totowa: Humana Press, 2009.

LAL, R.; PIERCE, F. J. The vanishing resource. In: LAL, R.; PIERCE, F. J. (eds.). *Soil management for sustainability*. Ankeny: Soil Water Conservation Society, 1991. p. 1-5.

LAL, R. Restoring soil quality to mitigate soil degradation. *Sustainability*, v. 7, n. 5, p. 5875-5895, 2015.

LAL, R. Soil degradation by erosion. *Degradation and Land Development*, v. 12, p. 519-539, 2001.

LARSON, W. E.; PIERCE, F. J. The dynamics of soil quality as a measure of sustainable management. In: DORAN, J. W. et al. (ed.). *Defining soil quality for a sustainable environment*. Madison: Soil Science Society of America, 1994. p. 37-51. (Special Publication, n. 35).

LI, Y.; WU, J.; SHEN, J.; LIU, S.; WANG, C.; CHEN, D.; HUANG, T.; ZHANG, J. Soil microbial C:N ratio is a robust indicator of soil productivity for paddy fields. *Scientific Reports*, v. 6, p. 35266, 2016.

LIMA, C. A. de; et al. Práticas agrícolas no cultivo da mandioca e suas relações com o escoamento superficial, perdas de solo e água. *Revista Ciência Agronômica*, v. 46, p. 697-706, 2015b.

LIU, C.; YANG, S.; WEN, Z.; WANG, X.; WANG, Y.; LI, Q.; SHENG, H. Development of ecohydrological assessment tool and its application. *Science in China Series E: Technological Sciences*, v. 52, p. 1947-1955, 2009.

LIU, X.; LAMB, E.; ZHANG, S. Nitrogen addition impacts on soil microbial stoichiometry are driven by changes in plant resource stoichiometry not by the composition of main microbial groups in an alpine meadow. *Biology and Fertility of Soils*, v. 56, 2020.

MAHAL, N. K.; CASTELLANO, M. J.; MIGUEZ, F. E. Conservation agriculture practices increase potentially mineralizable nitrogen: a meta-analysis. *Soil Science Society of America Journal*, v. 82, n. 5, 2018.

MAKOI, J.; NDAKIDEMI, P. Selected soil enzymes: examples of their potential roles in the ecosystem. *African Journal of Biotechnology*, v. 7, p. 181-191, 2008.

MANZONI, S.; TAYLOR, P.; RICHTER, A.; PORPORATO, A.; ÅGREN, G. I. Environmental and stoichiometric controls on microbial carbon-use efficiency in soils. *New Phytologist*, v. 196, n. 1, p. 79-91, out. 2012.

MARCHÃO, R. L.; BALBINO, L. C.; SILVA, E. M.; SANTOS JUNIOR, J. D. G.; SÁ, M. A. C.; VILELA, L.; BECQUER, T. Qualidade física de um Latossolo Vermelho sob sistemas de integração lavoura-pecuária no Cerrado. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v. 42, n. 6, p. 873-882, jun. 2007.

MARTINEZ, C. E.; TABATABAI, M. A. Decomposition of biotechnology by-products in soils. *Journal of Environmental Quality*, v. 26, n. 3, p. 625-632, 1997.

MELO, E. N. de P.; CARAMORI, S. S.; FERREIRA, M. E. Efeito da sazonalidade sobre a atividade enzimática em solos do cerrado goiano. Universidade Estadual de Goiás, 2014.

MERINO, C.; GODOY, R.; MATUS, F. Soil microorganisms and enzyme activity at different levels of organic matter stability. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, v. 16, 2016.

MENDES, I. C.; SOUSA, D. M. G.; REIS JUNIOR, F. B.; KAPPES, C.; ONO, F. B.; SEMLER, T. D.; ZANCANARO, L.; LOPES, A. A. C. Qualidade biológica do solo: por que e como avaliar. Rondonópolis: Fundação MT, 2017. p. 98–105. (Boletim de Pesquisa da Fundação MT, v. 1).

MOBLEY, H. L.; ISLAND, M. D.; HAUSINGER, R. P. Molecular biology of microbial ureases. *Microbiological Reviews*, v. 59, n. 3, p. 451-480, 1995.

MORGAN, R. P. C. Soil erosion and conservation. Harlow: Longman Scientific & Technical, 1986. 298 p.

MULVANEY, R. L. Nitrogen—inorganic forms. In: SPARKS, D. L.; PAGE, A. L.; HELMKE, P. A.; LOEPPERT, R. H.; SOLTANPOUR, P. N.; TABATABAI, M. A.; JOHNSTON, C. T.; SUMNER, M. E. (eds.). *Methods of Soil Analysis*. Madison: Soil Science Society of America, 1996.

NITSCHKE, P. R.; CARAMORI, P. H.; RICCE, W. S.; PINTO, L. F. D. *Atlas Climático do Estado do Paraná*. Londrina, PR: IAPAR, 2019.

NOGUEIRA, M. A.; MELO, W. J. Enxofre disponível para a soja e atividade de arilsulfatase em solo tratado com gesso agrícola. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 27, n. 4, p. 655-663, 2003.

NORFLEET, M. L.; et al. Soil quality and its relationship to pedology. *Soil Science*, v. 168, n. 3, p. 149-155, 2003.

NOVAIS, R. F.; SMYTH, T. J.; NUNES, F. N. Fósforo. In: NOVAIS, R. F.; et al. (org.). *Fertilidade do solo*. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. p. 471-537.

NUNES, M. R.; FERREIRA, E. P. B.; ALMEIDA, D. O. Soil microbial biomass and enzymatic activity as indicators of soil quality under different agricultural systems. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 44, 2020.

PAUL, E. A. *Soil microbiology, ecology and biochemistry*. 4. ed. London: Academic Press, 2016.

PANDEY, D.; AGRAWAL, M.; BOHRA, J. S. Effects of conventional tillage and no tillage permutations on extracellular soil enzyme activities and microbial biomass under rice cultivation. *Soil and Tillage Research*, v. 136, p. 51-60, 2014.

PATTON, C. J.; CROUCH, S. R. Spectrophotometric and kinetics investigation of the Berthelot reaction for the determination of ammonia. *Analytical Chemistry*, v. 49, n. 3, p. 464-469, 1977.

PAZ-FERREIRO, J.; FU, S. Biological indices for soil quality evaluation: perspectives and limitations. *Land Degradation & Development*, v. 27, p. 14-25, 2016.

PELL, M.; STENSTRÖM, J.; GRANHALL, U. Soil respiration. In: BLOEM, J.; HOPKINS, D. W.; BENEDETTI, A. (eds.). *Microbiological methods for assessing soil quality*. Wallingford: CABI Publishing, 2005. p. 117-126.

PEÑA PEÑA, M.; PEÑA, P.; MARQUES, R.; CABRAL, M.; ANJOS, A. Respiração microbiana como indicador da qualidade do solo em ecossistema florestal. *Floresta*, v. 35, 2005.

PIOTROWSKA-DŁUGOSZ, A.; CHARZYŃSKI, P. The impact of the soil sealing degree on microbial biomass, enzymatic activity, and physicochemical properties in the Ekranic Technosols of Toruń (Poland). *Journal of Soils and Sediments*, v. 15, p. 47-59, 2015.

POWLSON, D. S.; BROOKES, P. C.; CHRISTENSEN, B. T. Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 19, p. 159-164, 1997.

PRUSKI, F. F.; et al. Model to design level terraces. *Journal of Irrigation and Drainage Engineering*, v. 123, n. 1, p. 8-12, 1997.

RALISCH, R.; DE ALMEIDA, E.; DA SILVA, A. P.; NETO, O. C. P.; DE FÁTIMA GUIMARÃES, M. Morphostructural characterization of soil conventionally tilled with mechanized and animal traction with and without cover crop. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 34, n. 6, 2010.

RILLIG, M. C.; MUMMEY, D. L. Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*, v. 171, p. 41-56, 2006.

RILLIG, M.; RAMSEY, P.; MORRIS, S.; PAUL, E. Glomalin, an arbuscular-mycorrhizal fungal soil protein, responds to land-use change. *Plant and Soil*, v. 253, p. 293-299, 2003.

SANTOS, F. S.; ZANÃO JUNIOR, L. A.; SECCO, D.; DIAS, P. P.; TOMASSONI, F.; PEREIRA, N. A utilização de plantas de cobertura na recuperação de solos compactados. *Acta Iguazu*, Cascavel, v. 3, n. 3, p. 82-91, 2014.

SANTOS, J.; ANDRADE, E.; SIMAS GUERREIRO, M.; MEDEIROS, P.; PALÁCIO, Q.; NETO, J. Effect of dry spells and soil cracking on runoff generation in a semiarid micro watershed under land use change. *Journal of Hydrology*, 2016.

SANTOS, R. A.; SILVA, S. M. C. e; CARNEIRO, V. A.; OLIVEIRA, A. L. R. de; MILHOMEM, A. de V. Sistema de plantio direto: conservação e manutenção da capacidade produtiva dos solos do Cerrado Goiano. *Revista Sapiência: Sociedade, Saberes e Práticas Educacionais (UEG)*, v. 7, n. 2, p. 230-255, jan./jul. 2018.

SUN, Y.; ZENG, Y.; SHI, Q.; PAN, X.; HUANG, S. No-tillage controls on runoff: A meta-analysis. *Soil and Tillage Research*, 2015.

SAVIOZZI, A.; BUFALINO, P.; LEVI-MINZI, R.; RIFFALD, R. Biochemical activities in a degraded soil restored by two amendments: a laboratory study. *Biology & Fertility of Soils*, v. 35, p. 96-101, 2002.

SCHAAP, K. J.; FUCHSLUEGER, L.; HOOSBEEK, M. R.; et al. Litter inputs and phosphatase activity affect the temporal variability of organic phosphorus in a tropical forest soil in the Central Amazon. *Plant and Soil*, v. 469, p. 423-441, 2021.

SCHIMEL, J. P.; SCHAEFFER, S. M. Microbial control over carbon cycling in soil. *Frontiers in Microbiology*, v. 3, sep. 2012.

SCHMIDT, M. W. I.; et al. Persistence of soil organic matter as an ecosystem property. *Nature*, v. 478, p. 49-56, 2011.

STOTT, D.; ANDREWS, S. S.; LIEBIG, M. A.; WIENHOLD, B.; KARLEN, D. Evaluation of β -glucosidase activity as a soil quality indicator for the Soil Management Assessment Framework. *Soil Science Society of America Journal*, v. 74, p. 107-119, 2010.

SCHÖNBRODT-STITT, S.; et al. Cultivated terrace degradation in the Three Gorges area: Field mapping and data mining. *Ecological Indicators*, v. 34, p. 478-493, 2013.

SEYBOLD, C. A.; HERRICK, J. E.; BREJDA, J. J. Soil resilience: a fundamental component of soil quality. *Soil Science*, v. 164, n. 4, p. 224-234, abr. 1999.

SHAO, H.; BAFFAUT, C.; GAO, J. E.; NELSON, N.; JANSSEN, K. A.; PIERZYNSKI, G. M.; BARNES, P. Development and application of algorithms for simulating terraces within SWAT. *Transactions of the ASABE*, v. 56, p. 1715-1730, 2013.

SILVA, A. A.; GALON, L.; FERREIRA, F. A.; TIRONI, S. P.; ALVES FERREIRA, E.; FERREIRA DA SILVA, A.; ASPIAZÚ, I.; AGNES, E. L. Sistema de plantio direto na palhada e seu impacto na agricultura brasileira. *Revista Ceres*, Viçosa, v. 56, n. 4, p. 496-506, jul./ago. 2009.

SILVA, E. E. da; AZEVEDO, P. H. S. de; DE-POLLI, H. Determinação da respiração basal (RBS) e quociente metabólico do solo (qCO₂). Seropédica, RJ: Embrapa, 2007. Comunicado Técnico 99.

SINSABAUGH, R. L.; TURNER, B. L.; TALBOT, J. M.; WARING, B. G.; POWERS, J. S.; KUSKE, C. R.; MOORHEAD, D. L.; FOLLSTAD SHAH, J. J. Stoichiometry of microbial carbon use efficiency in soils. *Ecological Monographs*, v. 86, p. 172-189, 2016. DOI: 10.1890/15-2110.1.

SIX, J.; BOSSUYT, H.; DEGRYZE, S.; DENEFF, K. A history of research on the link between (micro)aggregates, soil biota, and soil organic matter dynamics. *Soil & Tillage Research*, v. 79, p. 7-31, 2004.

SIX, J.; CONANT, R. T.; PAUL, E. A.; PAUSTIAN, K. Stabilization mechanisms of soil organic matter: Implications for C-saturation of soils. *Plant and Soil*, v. 241, n. 2, 2002.

SOJKA, R. E.; UPCHURCH, D. R. Reservations regarding the soil quality concept: discussion. *Soil Science Society of America Journal*, v. 63, n. 5, p. 1039–1054, 1999.

SPARLING, G. P.; WEST, A. W. A direct extraction method to estimate soil microbial C: Calibration in situ using microbial respiration and ¹⁴C labelled cells. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 20, p. 337–343, 1988.

SPOSITO, G. *The chemistry of soils*. 2. ed. Nova York: Oxford University Press, 2008.

STONE, M.; WEISS, M.; GOODALE, C.; ADAMS, M. B.; FERNANDEZ, I.; GERMAN, D.; ALLISON, S. Temperature sensitivity of soil enzyme kinetics under N-fertilization in two temperate forests. *Global Change Biology*, v. 18, p. 1173-1184, 2012.

VEENA, V.; PARAMASIVAN, P.; PARVATHAM, R.; SIVAPRIYADHARSINI; KALAISELVI, K. Isolation and characterization of β -glucosidase producing bacteria from different sources. *African Journal of Biotechnology*, v. 10, n. 70, p. 14907-14912, 2011.

STOTZKY, G. Microbial respiration. In: BLACK, C. A. (ed.). *Methods of Soil Analysis: Part 2 Chemical and Microbiological Properties*. Madison: American Society of Agronomy, 1965. p. 1550-1572.

SWANEPOEL, P. A.; BOTHA, P. R.; DU PREEZ, C. C.; SNYMAN, H. A. Physical quality of a podzolic soil following 19 years of irrigated minimum-till kikuyu-ryegrass pasture. *Soil and Tillage Research*, v. 133, p. 10-15, 2013.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: PAGE, A. L. (ed.). *Methods of Soil Analysis*. Madison: American Society of Agronomy, 1982.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, S.; BOTTOMLEY, P.; BEZDICEK, D.; SMITH, S.; TABATABAI, A.; WOLLUM, A. (eds.). *Methods of Soil Analysis*. Madison: Soil Science Society of America, 1994.

TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Arylsulfatase activity of soils. *Soil Science Society of America Journal*, v. 34, p. 225-229, 1970.

TCHAMENI, S.; NWAGA, D.; RILLIG, C.; AMVAM ZOLLO, P. Glomalin, carbon, nitrogen, and soil aggregate stability affected by land-use changes in the humid forest

zone of southern Cameroon. *Applied Ecology and Environmental Research*, v. 11, p. 581–592, 2013.

TERAVEST, D.; THIERFELDER, C.; REGANOLD, J.; WANDSCHEIDER, P. Diversifying conservation agriculture and conventional tillage cropping systems to improve the wellbeing of smallholder farmers in Malawi. *Agricultural Systems*, v. 171, p. 23–35, 2019.

THIERFELDER, C.; WALL, P. C. Effects of conservation agriculture techniques on infiltration and soil water content in Zambia and Zimbabwe. *Soil and Tillage Research*, v. 105, p. 217–227, 2009.

THIERFELDER, C.; WALL, P. C. Rotation in conservation agriculture systems of Zambia: effects on soil quality and water relations. *Experimental Agriculture*, v. 46, n. 3, p. 309–325, 2010.

TIEMANN, L. K.; GRANDY, A. S. Mechanisms of soil carbon accrual and storage in bioenergy cropping systems. *GCB Bioenergy*, v. 7, n. 2, 2015.

TISDALL, J. M.; OADES, J. M. Organic matter and water-stable aggregates in soils. *Journal of Soil Science*, v. 33, n. 2, 1982.

TURNER, B. L.; WRIGHT, S. J. The response of microbial biomass and hydrolytic enzymes to a decade of nitrogen, phosphorus, and potassium addition in a lowland tropical rain forest. *Biogeochemistry*, v. 117, n. 1, p. 115–130, 2013.

VAN BRUGGEN, A. H.; SEMENOV, A. M. In search of biological indicators for soil health and disease suppression. *Applied Soil Ecology*, v. 15, p. 13–24, 2000.

VANCE, E. D.; BROOKES, P. C.; JENKINSON, D. S. Na extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 19, p. 703–707, 1987.

WALKLEY, A.; BLACK, I. A. An examination of the degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Science*, v. 37, n. 1, 1934.

WANG, H.; WU, J.; LI, G.; YAN, L. Changes in soil carbon fractions and enzyme activities under different vegetation types of the northern Loess Plateau. *Ecology and Evolution*, v. 10, n. 21, p. 12211–12223, 2020.

WANG, S.; WU, Q. S.; HE, X. H. Easily extractable glomalin-related soil protein promotes soil aggregation, key soil enzymatic activities, and plant growth in trifoliate orange. *Plant Soil and Environment*, v. 61, p. 66–71, 2015.

WEATHERBURN, M. W. Phenol-hypochlorite reaction for determination of ammonia. *Analytical Chemistry*, v. 39, n. 8, p. 971–974, 1967.

WEI, W.; et al. The effects of terracing and vegetation on soil moisture retention in a dry hilly catchment in China. *Science of The Total Environment*, v. 647, p. 1323–1332, 2018.

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Science*, v. 161, p. 575-586, 1996.

XU, Y.; YANG, B.; TANG, Q.; et al. Analysis of comprehensive benefits of transforming slope farmland to terraces on the Loess Plateau: a case study of the Yangou Watershed in Northern Shaanxi Province, China. *Journal of Mountain Science*, v. 8, p. 448-457, 2011.

YANG, Q.; MENG, F.-R.; ZHAO, Z.; CHOW, T. L.; BENOY, G.; REES, H. W.; BOURQUE, C. P. A. Assessing the impacts of flow diversion terraces on stream water and sediment yields at a watershed level using SWAT model. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 132, p. 23-31, 2009.

ZHANG, G.; YAO, R.; GAO, Y.; SHI, L. The role of terracing in reducing soil erosion in the hilly regions of China. *Soil Science Society of America Journal*, v. 83, n. 3, p. 703-711, 2019.