

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

ANA KELLY DE SOUSA JULIÃO

ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS E ENZIMÁTICOS DO SOLO COMO
INDICADORES DE QUALIDADE EM SISTEMA PLANTIO DIRETO E
TERRACEAMENTO AGRÍCOLA

PONTA GROSSA
2022

ANA KELLY DE SOUSA JULIÃO

ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS E ENZIMÁTICOS DO SOLO COMO
INDICADORES DE QUALIDADE EM SISTEMA PLANTIO DIRETO E
TERRACEAMENTO AGRÍCOLA

Dissertação apresentada ao programa de Pós-graduação em Agronomia da Universidade Estadual de Ponta Grossa, área de concentração Ciência do solo e recursos ambientais para obtenção do título de Mestre em Agronomia.

Orientadora: Profa. Dra. Carolina Weigert Galvão

PONTA GROSSA
2022

J94

Julião, Ana Kelly de Sousa

Atributos microbiológicos e enzimáticos do solo como indicadores de qualidade em sistema plantio direto e terracimento agrícola / Ana Kelly de Sousa Julião. Ponta Grossa, 2022.

69 f.

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

Orientadora: Profa. Dra. Carolina Weigert Galvão.

1. Indicadores biológicos. 2. Terraços. 3. Conservação do solo. I. Galvão, Carolina Weigert. II. Universidade Estadual de Ponta Grossa. Ciência do Solo e Recursos Ambientais. III.T.

CDD: 631



UNIVERSIDADE ESTADUAL DE PONTA GROSSA
Av. General Carlos Cavalcanti, 4748 - Bairro Uvaranas - CEP 84030-900 - Ponta Grossa - PR - <https://uepg.br>

CERTIDÃO - MS-AGRONOMIA

Título da Dissertação: "ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS E ENZIMÁTICOS DO SOLO COMO INDICADORES DE QUALIDADE EM SISTEMA PLANTIO DIRETO E TERRACEAMENTO AGRÍCOLA"

Nome: ANA KELLY DE SOUSA JULIÃO

Orientadora: Profa. Dra. Carolina Weigert Galvão

Aprovado pela Comissão Examinadora:

Profa. Dra. Carolina Weigert Galvão

Prof. Dr. Daniel Ruiz Potma Gonçalves

Dr. Arnaldo Colozzi Filho

Ponta Grossa 27 de maio de 2022.



Documento assinado eletronicamente por Carolina Weigert Galvao, Professor(a), em 30/05/2022, às 11:13, conforme Resolução UEPG CA 114/2018 e art. 1º, III, "b", da Lei 11.419/2006.



Documento assinado eletronicamente por Arnaldo Colozzi Filho, Usuário Externo, em 30/05/2022, às 11:39, conforme Resolução UEPG CA 114/2018 e art. 1º, III, "b", da Lei 11.419/2006.



Documento assinado eletronicamente por Daniel Ruiz Potma Gonçalves, Professor(a), em 10/06/2022, às 13:58, conforme Resolução UEPG CA 114/2018 e art. 1º, III, "b", da Lei 11.419/2006.



A autenticidade do documento pode ser conferida no site <https://sei.uspg.br/autenticidade> informando o código verificador 1000387 e o código CRC 2E4239A4.

Agradeço a lei divina por todos os privilégios ao longo dessa caminhada. Sou e já fui muitas, essa vitória é de todas as minhas ancestrais...

A minha linda família,
DEDICO!

AGRADECIMENTOS

A presente dissertação de mestrado não poderia chegar a bom porto sem o precioso apoio de várias pessoas. Desafio tão grande quanto a escrita deste trabalho foi utilizar de um pequeno espaço para expressar tamanha gratidão que tenho por todos vocês!

Dedico, dessa forma, primeiramente a Deus! A caminhada foi árdua e cheia de um companheirismo muito nosso né, Painho? Obrigada por me encontrar, mesmo quando essa sua filha relapsa esquecia das próprias forças.

A todos os guias, pelo carinho e paciência, amor e proteção, obrigada por me lembrar que a ancestralidade é viva e a cura começa pelo Lar... Um agradecimento especial a você Sr. Gira Mundo que, como um padrinho que hoje sinto no meu coração, abriu portas e segurou a minha mão em processos que confio de olhos fechados a você!

Logo, não poderia deixar de estender esse muito obrigada a Juliana França, sua força e dedicação me inspiram. Uma mulher feita de fibra e amor, meus agradecimentos por ser um canal da espiritualidade!

A toda a minha família, não a palavras que definam a importância que cada um de vocês tem na minha vida. Obrigada Mãezinha (Maria de Fátima), por me ensinar que amor é dedicação, fé no outro é fortaleza, e que qualquer música é mais engraçada na sua voz. Nossa ligação vai além dessa vida, e espero que se estenda a muitas outras!

Pai (Raimundo), a educação ganhou outra forma, para mim, sob o manto da sua história. O senhor não se alfabetizou, mas não houve um só dia que a nossa jornada acadêmica não te enchesse de orgulho. Da sua maneira você encontra formas de nos manter no caminho, muito obrigada!

As minhas queridas irmãs Kelciane e Karine, todo o meu amor e admiração. Dividir a vida ao lado de vocês é um privilégio. Cada café da tarde e risadas, colo irmão e conversas, fizeram-me desejar ser alguém melhor. Tenho orgulho, amo e celebro ser tão parecida com as duas. Meu sobrinho amado (Miguel), você é luz nas nossas vidas!

A família que aqui fiz e escolho todos os dias: Sãmara Ester e Alana de Paula, a cada cuscuz e farofinha eu mentalizo uma prece pela dádiva de poder ter sido presenteada com mais irmãs. Parceiras de vida, amo muito vocês!

Professora Carolina Weigert Galvão, minha querida orientadora e cura acadêmica, não há um só dia que não agradeça pelo ser humano lindo que você é. Sua dedicação, leveza e amor dentro da pesquisa é ouro. Não existem agradecimentos que sejam o suficiente para expressar o privilégio de poder estar ligada profissionalmente a senhora!

Com carinho, a você professor Rafael Mazer Etto, por toda colaboração e dedicação ao projeto. O senhor e a Prof^o Carolina cooptaram em um laboratório um espaço de crescimento e educação que vão além de somente produzir conhecimento científico.

Tão logo, estendo esse agradecimento a família LABMOM que me acolheu e amparou, em nome das queridas parceiras Daiane Hyeda e Márcia Manfron. Os dias de análises foram árduos, mas ter as duas me deu força. Obrigada por me ensinarem tanto!

O amor aqui só floresceu: Aline Lima, Mariana Marciniak, Heverton Melo e Laís Karas, a amizade de vocês fez/faz toda diferença! Obrigada por todo acolhimento que foi tão especial para mim.

A Rede Paranaense de Agropesquisa e formação aplicada, por ser incubadora desse projeto lindo sobre conservação do solo que veio a dar origem a essa dissertação. Em especial a coordenadora Neyde Fabíola Balarezo Giarola!

À Universidade Estadual de Ponta Grossa (um espaço que tanto amo) e à CAPES por terem proporcionado condições para que esse trabalho pudesse ser realizado!

Sou filha de políticas públicas educacionais, professores e financiamento de milhões de brasileiros que muitas vezes desconhecem o espaço das universidades.

Quero deixar registrado aqui, para sempre, que essa vitória não é só minha e que a ciência é para todos!

Finalizo afirmando:

A EDUCAÇÃO SALVOU E ME SALVA TODOS OS DIAS!

Povoada,
Quem falou que eu ando só?
Nessa terra, nesse chão de
meu Deus
Sou uma, mas não sou só
Povoada,
Quem falou que eu ando só?
Tenho em mim mais de
muitos
Sou uma, mas não sou só

(SUED NUNES, 2021)

RESUMO

JULIÃO, A. K. S. **Atributos microbiológicos e enzimáticos do solo como indicadores de qualidade em sistema plantio direto e terraceamento agrícola.** Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa-PR, 2022.

O solo é componente da biosfera com efeitos locais, regionais e globais, exercendo funções essenciais à vida. A degradação de solo, representa ameaça aos sistemas de produção de alimentos e coloca em pauta a importância dos sistemas agrícolas. Assim, avaliar a qualidade do solo é um importante indicador de bom rendimento das culturas em vários contextos de uso da terra. O terraceamento, por exemplo, pode contribuir para a melhoria da saúde do solo e dos serviços ecossistêmicos possibilitando agricultura mais sustentável. O objetivo deste trabalho foi avaliar parâmetros biológicos em megaparcelas sob sistema plantio direto, com e sem terraceamento, como indicadores de qualidade do solo. O experimento foi conduzido no ano de 2020 na Fazenda Escola “Capão da Onça” pertencente a Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), região dos Campos Gerais. A área de estudo é composta por uma extensão de 3,08 ha¹ em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi, subdividida em duas megaparcelas de 1,604 ha¹ e 1,476 ha¹. O experimento foi conduzido por um modelo em faixas, com 12 repetições, sendo os tratamentos compostos por: 1º) Áreas (CT - presença de terraços ST - ausência de terraços) e 2º) Frações das áreas das (Terço superior, médio e inferior). Os atributos biológicos avaliados foram: carbono da biomassa microbiana (C-BM), nitrogênio da biomassa microbiana (N-BM), respiração basal (RB), quociente metabólico (qCO_2), glomalina facilmente extraível (GFE), urease (U) e fosfatase ácida (FA). As avaliações demonstraram que os tratamentos tiveram efeito significativo ($p < 0,05$), de maneira isolada ou em interação, em todos os atributos biológicos avaliados. Assim, a presença de terraços (mega A) e as diferenças na topossequência das áreas amostradas influenciaram a biomassa microbiana, atividade metabólica e enzimática e glomalina dos solos analisados, apresentando os melhores resultados no presente estudo. Por sua vez, a interação entre os fatores megaparcela x topossequência interferiu de forma significativa apenas nos atributos biológicos: N-BM, GFE e atividade da FA. Conclui-se que os atributos biológicos se mostram sensíveis para indicar e diferenciar os manejos de solo empregados em áreas agrícolas.

Palavras-chave: Indicadores biológicos; Terraços; Conservação do solo

ABSTRACT

JULIÃO, A. K. S. **Atributos microbiológicos e enzimáticos do solo como indicadores de qualidade em sistema plantio direto e terraceamento agrícola.** Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa-PR, 2022.

Soil is a component of the biosphere with local, regional and global effects, performing essential functions for life. Soil degradation represents a threat to food production systems and highlights the importance of agricultural systems. Thus, assessing soil quality is an important indicator of good crop yields in various land use contexts. Terracing, for example, can contribute to improving soil health and ecosystem services, enabling more sustainable agriculture. The objective of this work was to evaluate biological parameters in megaplots under no-tillage system, with and without terracing, as soil quality indicators. The experiment was conducted in 2020 at the Fazenda Escola “Capão da Onça” belonging to the State University of Ponta Grossa (UEPG), Campos Gerais region. The study area comprises an extension of 3.08 ha⁻¹ in a watershed in the Upper Tibagi River, subdivided into two megaplots of 1.604 ha⁻¹ and 1.476 ha⁻¹. The experiment was conducted using a strip model, with 12 replications, with treatments comprising: 1°) Areas (CT - presence of terraces ST - absence of terraces) and 2°) Fractions of the areas of (Upper third, middle and bottom). The biological attributes evaluated were: microbial biomass carbon (C-BM), microbial biomass nitrogen (N-BM), basal respiration (RB), metabolic quotient (qCO₂), easily extractable glomalin (GFE), urease (U) and acid phosphatase (FA). The evaluations showed that the treatments had a significant effect (p<0.05), in isolation or in interaction, on all evaluated biological attributes. Thus, the presence of terraces (mega A) and the differences in the toposequence of the sampled areas influenced the microbial biomass, metabolic and enzymatic activity, and glomalin of the analyzed soils, presenting the best results in the present study. In turn, the interaction between the megaplot x toposequence factors significantly interfered only with the biological attributes: N-BM, GFE and FA activity. It is concluded that the biological attributes are sensitive to indicate and differentiate the soil management used in agricultural areas.

Keywords: Biological indicators; Terraces; Soil conservation

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Localização da área experimental	27
Figura 2. Área experimental com a disposição dos tratamentos	28
Figura 3. Imagem da encosta com curvas de nível distanciadas em 2 m, utilizadas para o posicionamento das unidades experimentais. Ao centro, entre as unidades experimentais, encontra-se a linha de drenagem principal	29
Figura 4. Esquema de organização do experimento	31
Figura 5. Valores médios para C–BM do solo ($\mu\text{g C/g}$ solo) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	42
Figura 6. Valores médios para N–BM do solo ($\mu\text{g N/g}$ solo) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	44
Figura 7. Valores médios para RB do solo ($\text{mg C de CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo hora}^{-1}$) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	45
Figura 8. Valores médios para $q\text{CO}_2$ do solo ($\text{mg C - CO}_2\text{- g}^{-1} \text{ BMS - C.h}^{-1}$) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	47
Figura 9. Valores médios para GFE do solo (mg. g^{-1}) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	49
Figura 10. Valores médios para U do solo ($\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1}$) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	51
Figura 11. Valores médios para FA do solo ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.....	53

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Características agronômicas das culturas do milho, aveia preta e soja.	30
Tabela 2. Caracterização da declividade da área, atributos físicos e químicos das unidades experimentais.....	30
Tabela 3. Curva padrão da Soro albumina bovina.	36
Tabela 4. Curva de calibração para determinação da concentração de amônio.	37
Tabela 5. Sequência de reagentes usados a enzima FA.....	38
Tabela 6. Curva de calibração para determinação da concentração de p-nitrofenol.	39
Tabela 7. Valores (p-valor) relacionando grupos de amostras independentes para a análise dos atributos biológicos (0-10 cm). Ponta Grossa – PR – 2020	41

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	OBJETIVOS	14
2.1	OBJETIVO GERAL	14
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	14
3	HIPÓTESES	15
4	REFERENCIAL TEÓRICO	16
4.1	MANEJO E CONSERVAÇÃO DO SOLO	16
4.1.1	Influência do sistema plantio direto na conservação do solo	17
4.1.2	Influência dos terraços agrícolas na conservação do solo	19
4.2	QUALIDADE DO SOLO	21
4.2.1	Indicadores microbiológicos de qualidade do solo	22
5	METODOLOGIA	27
5.1	LOCALIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL	27
5.2	CARACTERIZAÇÃO E HISTÓRICO DA ÁREA	27
5.3	DELINEAMENTO EXPERIMENTAL	31
5.4	AMOSTRAGEM DE SOLO	31
5.5	AVALIAÇÕES MICROBIOLÓGICAS	31
5.5.1	Biomassa microbiana do solo (BMS)	32
5.5.2	Atividade microbiana do solo (AMS)	34
5.5.3	Glomalina do solo (GS)	35
5.5.4	Atividade enzimática do solo (AES)	37
5.6	ANÁLISE ESTATÍSTICA	40
6	RESULTADOS E DISCUSSÃO	41
6.1	BIOMASSA MICROBIANA DO SOLO (BMS)	42
6.2	ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO (AMS)	45
6.3	GLOMALINA DO SOLO (GS)	48
6.4	ATIVIDADE ENZIMÁTICA DO SOLO (AES)	50
7	CONCLUSÕES	55
	REFERÊNCIAS	56

1 INTRODUÇÃO

A agricultura moderna é marcada pela procura constante do aumento da produtividade das culturas, seja pela adição de novas técnicas de mecanização nas lavouras, irrigação e adubação química de precisão, ou o melhoramento de genótipos vegetais para a realidade edáfica local (ABRAMOVAY, 2010). Entretanto, paralelo ao desenvolvimento de tecnologias que possibilitam aumentos de produtividade dos cultivos e a abertura de novas fronteiras agrícolas, o quadro de degradação ambiental se intensifica nas áreas em exploração, gerando perda de recursos não-renováveis e biodiversidade, como é o caso dos solos (PEREIRA, 2010).

O solo é a base para múltiplas funções e serviços ecossistêmicos que sustentam a vida humana na Terra (KEESSTRA et al., 2016) e abriga a fração mais representativa da biodiversidade dentro dos agroecossistemas. Suas comunidades microbianas são diversificadas e com ampla atuação em processos ecológicos (KARLEN et al., 2019) desempenhando papéis fundamentais, como: regulação de ciclos biogeoquímicos, decomposição de resíduos e poluentes, além de contribuírem para a absorção de água e nutrientes pelas plantas.

O aumento de áreas agrícolas degradadas e suas consequências, tem contribuído para uma transformação da concepção do uso da terra e o surgimento de estudos baseados em uma visão holística do processo agrícola. O novo cenário produtivo se fundamenta nas premissas básicas da sustentabilidade, enquanto propõe uma análise dos processos que interligam o sistema solo-planta-água-atmosfera (RIBEIRO et al., 2017). Portanto, sendo o solo a matriz de geração e desenvolvimento da agricultura, este passa a desempenhar uma função chave para o alcance dessas mudanças.

O resultado dessa nova concepção é o surgimento de diferentes dinâmicas dentro do sistema de produção, como é caso do plantio direto (processo de semeadura em solo não revolvido). Este sistema de cultivo ocupa no Brasil uma área de 33,06 milhões de hectares segundo os dados de 2017/2018 da Federação Brasileira do Plantio Direto (FEBRAPDP, 2021), e está associado ao emprego de outras técnicas de conservação do solo, como: terraceamento, cultivo em nível e rotação de culturas.

A qualidade do solo é um importante norteador de bom rendimento das culturas em vários contextos de uso da terra (ALMEIDA et al., 2015). Sua definição é estabelecida pelo funcionamento contínuo enquanto um sistema vivo vital, dentro dos limites do ecossistema e uso da terra, sustentando uma produtividade e promovendo um ambiente de qualidade para o desenvolvimento dos seres vivos (DORAN; PARKIN, 1994). Para gerenciar a qualidade do

solo é essencial ter ferramentas adequadas que avaliem as alterações causadas pelas práticas de manejo e fatores ambientais (RINOT et al., 2019).

Vários métodos têm sido usados para avaliar mudanças na qualidade do solo. São realizadas mensurações e avaliações de parâmetros sensíveis, capazes de monitorar os efeitos do manejo sobre o solo e, desta forma, estabelecer práticas que favoreçam sua qualidade (ABBOTT; MURPHY, 2003). Medidos de forma quantitativa ou qualitativa, estes indicadores são relacionados aos atributos físicos, químicos e biológicos selecionados de acordo com as funções de interesse do solo (MATSUOKA et al., 2003).

Segundo Piotrowska-Dlugosz e Charzynski (2015) os indicadores ligados à atividade microbiana no solo podem responder a distúrbios em um período de tempo mais curto do que aqueles ligados a propriedades físicas ou químicas. Almeida et al., (2015) defendem a hipótese de que a biomassa microbiana e a atividade enzimática, por exemplo, são alguns dos atributos mais importantes e responsivos ao manejo agrícola, pois refletem as mudanças nas propriedades orgânicas do solo. Uma vez que, potencializam reações bioquímicas que garantem a mineralização de nutrientes para o crescimento das plantas e agregação do solo (BALEZENTIENE, 2012).

Portanto, a verificação das alterações ocasionadas pelo preparo da área agrícola, realizado por um período de tempo, na qualidade do solo é uma avaliação que permite resultados promissores. Esta pode auxiliar nas recomendações de práticas de manejo adequadas para determinados tipos de solos, levando em consideração condições ambientais específicas (MENDES et al., 2017), além de orientar e fortalecer políticas públicas de cunho ambiental.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar o solo sob sistema plantio direto, com e sem terraceamento, usando atributos microbianos como indicadores de qualidade do solo.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Quantificar a biomassa microbiana do solo, atividade metabólica e glomalina dos solos amostrados.
- Avaliar a atividade das enzimas fosfatase ácida e urease, relacionadas aos ciclos biogeoquímicos do fósforo e nitrogênio, respectivamente.
- Avaliar alterações no sistema plantio direto mediante a adição da prática agrícola de terraceamento, através da análise de atributos microbiológicos do solo.
- Avaliar as alterações nos atributos biológicos nas diferentes topossequências das áreas estudadas.

3 HIPÓTESES

- O terraceamento no sistema plantio direto contribui para melhoria na qualidade do solo.
- Os atributos microbiológicos são indicadores capazes de detectar alterações na qualidade do solo em sistema plantio direto.
- Haverá variabilidade dos atributos biológicos dentro das topossequências das áreas amostradas.

4 REFERENCIAL TEÓRICO

4.1 MANEJO E CONSERVAÇÃO DO SOLO

A produção agrícola sustentável é um dos maiores desafios do século XXI. A qualidade e manutenção dos recursos naturais, assim como o seu uso de maneira sustentável, tem se constituído como um tema de crescente relevância para a ciência e política global (ALTIERI, 2002; ANDRADES, GAMINI, 2007). À medida que cresce a demanda por alimentos, aumentam-se as atividades antrópicas que afetam diretamente elementos essenciais para o desenvolvimento da agricultura, como o solo e a água (BUTTEL, 1994; BERMEJO, 1994).

De acordo com os resultados da Avaliação Ecosistêmica do Milênio (2005), aproximadamente 15 tipos de serviços ecossistêmicos globais estão sendo degradados ou usados de forma insustentável. Dentre eles se encontram a redução e contaminação de reservatórios de água doce, assim como a erosão dos solos e desertificação de biomas. Tais ações afetam diretamente a vida e a saúde das pessoas, além da atividade dos organismos biológicos que realizam a manutenção dos ecossistemas. O que faz surgir uma indagação importante: como alcançar a utilização sustentável dos recursos naturais, especialmente em regiões e países em desenvolvimento?

A agricultura de conservação, entendida como a agricultura sob os preceitos da ciência da conservação do solo, tem um papel importante na busca de respostas para essa pergunta. Seja pela utilização de tecnologias que promovam a preservação dos habitats, ou por meio da manutenção e recuperação dos recursos naturais através do manejo integrado da biodiversidade (DEUSCHLE et al., 2019; DIDONÉ et al., 2014). A conservação do solo para a agricultura baseia-se na promoção de ganhos na produção agrícola por meio da melhoria da fertilidade do solo sem causar danos ambientais, principalmente no que diz respeito ao manejo do solo (LE GALL et al., 2017).

Assim, as práticas agrícolas de conservação foram desenvolvidas para reduzir a degradação do solo e melhorar a produtividade das terras agrícolas. Práticas relevantes incluem agrofloresta, plantio direto, cultivo de cobertura e terraços agrícolas. Tais práticas visam proporcionar benefícios aos agroecossistemas, como consequência, muitos experimentos de campo avaliaram como essas práticas de conservação afetam o escoamento superficial e a erosão do solo (BERTOL et al., 1997; COGO et al., 2003).

Por exemplo, a presença de árvores em sistemas agroflorestais pode reduzir a velocidade de escoamento e, assim, diminuir a capacidade de transporte de sedimentos (LAL, 1989). Enquanto o aumento da cobertura vegetal associada a plantas perenes pode ajudar a reduzir o

impacto das gotas de chuva e a erosão hídrica do solo (FU et al., 1995), além de aumentar o tempo de retenção da água no solo. Ao mesmo tempo, as práticas conservacionistas podem favorecer o crescimento das plantas e, por atuar como fonte de matéria orgânica do solo, influenciar diversas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo (OSBORNE et al., 2014).

Portanto, diante da importância ambiental, social e econômica dos solos, faz-se necessário aprofundar conhecimentos, quanto o impacto e as causas das suas perdas. É necessário desenvolver pesquisas de longa duração, considerando as diferenças regionais quanto ao solo, clima, relevo e formas de exploração agrícola (BERTOL; LOMBARDI NETO, 2010). Para isso, programas de conservação do solo, água e biodiversidade devem ser priorizados, levando-se em consideração à implantação de projetos de monitoramento das práticas introduzidas (MINELLA, MERTEN, 2011; MERCANTE et al., 2006).

4.1.1 Influência do sistema plantio direto na conservação do solo

Introduzido no Brasil no final da década de 1960, o plantio com mobilização de solo restrita a linha de semeadura é originário da Inglaterra e foi estabelecido no território brasileiro para reduzir a erosão resultante da intensa mobilização do solo em áreas de cultivo (FUENTES-LLANILLO et al., 2021). Com sua expansão em 1980, as características do plantio direto (PD) se ampliaram adotando-se um conjunto de tecnologias adicionais para promover a conservação e a qualidade do solo (DENARDIN et al., 2014), de onde emergiu a terminologia “Sistema Plantio Direto” (SPD).

Dessa maneira, o conceito de SPD foi estabelecido e consolidado ao longo do tempo, como uma evolução da semeadura direta sem preparo do solo, denominado PD. Frequentemente adotados como sinônimos, PD e SPD são conceitos diferentes. O SPD é definido como um conjunto que inclui ausência de revolvimento do solo, manutenção permanente da cobertura por resíduos vegetais e diversificação de espécies, preferencialmente via rotação de culturas associada a utilização de plantas de cobertura (ARATANI et al. 2020, CASSOL et., 2007).

Do ponto de vista sistêmico, o SPD passou a ser entendido como um meio de produção agrícola decorrente dessas três práticas fundamentais, promovendo melhorias na qualidade estrutural, resistência e maior proteção do solo contra a ação erosiva das chuvas (BERTALANFFY, 2010). Enquanto o PD é apenas uma técnica de semeadura sem preparo prévio do solo, ou sem revolvimento mínimo do solo, conforme proposto por Hernani e Salton (1998).

Ao longo do tempo, o SPD promoveu efeitos benéficos na agricultura brasileira. Inicialmente, o efeito observado foi a redução da erosão do solo (DERPSCH et al., 1986), seguido por um aumento da produtividade de grãos e conseqüente melhoria nas propriedades do solo (CALEGARI et al., 1992). Além de reduzir o assoreamento dos corpos d'água (ITAIPU BINACIONAL E FEBRAPDP, 2011).

O SPD conserva, quase que na sua totalidade, os resíduos vegetais na superfície do solo. Portanto, aporta sucessivamente matéria orgânica para o agroecossistema. Estudos de longo prazo em diferentes regiões, climas e solos brasileiros têm demonstrado que o uso contínuo de SPD pode melhorar as propriedades químicas (RHEINHEIMER et al., 2019), físicas (PIRES et al., 2017) e propriedades biológicas do solo (DEMETRIO et al., 2020). Com suas correspondentes vantagens sociais e ambientais (FREITAS; LANDERS, 2014), a ausência de preparo do solo reflete em melhor qualidade do solo em relação ao preparo convencional (PC).

Salton et., (2008) e Fabrizzi et al., (2009) relataram que o solo sob sistema de plantio direto tem melhor agregação. Seus estudos mostram que a adoção do SPD conduz a maiores quantidades de matéria orgânica do solo - MOS se comparado ao PC. Sendo o aumento do estoque de C frequentemente atribuído ao maior conteúdo de material orgânico particulado e adicionado aos primeiros centímetros do perfil do solo no sistema e ao menor distúrbio deste. Estes autores relatam também maior atividade de minhocas, quantidade de biomassa microbiana e atividade de enzimas no SPD do que no PC.

As plantas de cobertura são muito importantes no SPD, uma vez que proporcionam maior produção de biomassa vegetal para cobertura do solo e, no caso das leguminosas, disponibilizam maior quantidade de nitrogênio às culturas em sucessão. Além de promover maior acúmulo e liberação de macronutrientes (BRONICK; LAL, 2005). A cobertura vegetal proporciona uma barreira física dissipando o fluxo de água escoado e conseqüentemente aumenta o tempo de oportunidade de infiltração da água no solo, contribuindo para a redução do escoamento superficial (MARIA et al., 2019).

A retenção de cobertura vegetal resulta em agregação melhorada e estabilidade estrutural devido à liberação de polissacarídeos, formados a partir da degradação de resíduos das culturas e formação de ácidos orgânicos. Além do aumento da concentração de glomalina. A glomalina é uma glicoproteína orgânica que atua como uma cola estável e promove a agregação do solo e a estabilidade do agregado. Sendo uma fonte altamente recalcitrante de C, também desempenha um papel vital no acúmulo e sequestro de C do solo (STEVENSON, 1994; ANDERS et al., 2010; SIX et al., 2006).

Comparando sistemas com e sem preparo, sob a sucessão de soja e trigo, Debiasi et al., (2013) observaram que após período de estabilização do SPD, analisado pelo acúmulo de MOS e seus efeitos nas propriedades químicas, houve aumento da CTC e do P do solo, além de redução da fitotoxicidade do Al. No que diz respeito aos atributos físicos e biológicos houve maior agregação e retenção de água, aumento da fixação biológica de nitrogênio e da diversificação e atividade de organismos vivos.

Dessa forma, uma vez que cresce o número de áreas agrícolas no Brasil com baixa produtividade e alta degradação ambiental, aumenta-se a necessidade de investimento em sistemas de produção que impactem positivamente a capacidade dos solos de sustentar a produtividade e manutenção biológica, dentro dos limites do ecossistema e uso da terra (REIS et al., 2021).

4.1.2 Influência dos terraços agrícolas na conservação do solo

Mudanças de uso e manejo do solo pela adoção de sistemas conservacionistas em áreas agrícolas oportunizam melhorias na qualidade do solo, com reflexo na diminuição da erosão hídrica (TELLES et al., 2019). Em áreas sob sistemas conservacionistas de manejo dos solos, caso do plantio direto, a redução do escoamento superficial e da degradação dos solos por erosão hídrica, são associadas principalmente à maior proteção da superfície por resíduos vegetais (OGLE et al., 2019). No entanto, o plantio direto, por si só, não é suficientemente capaz de conter o escoamento superficial, nem tampouco, a erosão (DENARDIN et al., 2005).

O volume de água gerado por escoamento varia com os atributos do solo, cobertura superficial e manejo. Além disso, a enxurrada proveniente dessas áreas, quando associada à ocorrência de chuvas críticas em longos comprimentos de encostas e declives acentuados, adquire grande volume e velocidade, ou seja, energia cinética suficiente para erodir o solo (NOVARA et al., 2019). As práticas complementares de conservação têm por objetivo principal reduzir a ação erosiva do escoamento superficial e devem ser associadas às práticas conservacionistas básicas, principalmente quando ocorrem chuvas críticas (ZHAO et al., 2018).

Nesta situação, aumenta sensivelmente o volume de água gerada por escoamento superficial, porque a capacidade de infiltração e de armazenamento de água no solo é limitada (DE ALMEIDA et al., 2018). No caso do plantio direto, a cobertura do solo só é eficaz para a proteção do mesmo contra a energia erosiva das gotas da chuva, mas não apresenta a mesma eficácia contra a energia do escoamento superficial (BARTON et al., 2004). Portanto, em determinadas situações, existe a necessidade de barreiras mecânicas para obstrução e contenção do escoamento em áreas de plantio direto (COGO et al., 2003).

Os terraços têm como finalidade auxiliar na infiltração de água no solo. Por definição, é um recurso que reduz a velocidade de escoamento da água da chuva, pois intercepta o fluxo e aumenta o tempo de oportunidade de infiltração dessa água no solo (GRIEBELER; CARVALHO; MATOS, 2000). Dessa forma, a prática de terraceamento tem comprovada eficiência no controle da erosão de terras cultivadas e sua principal função é a redução das perdas de solo e água pela erosão, prevenindo a formação de sulcos e grotas (BERTOLINI; COGO, 1989).

Segundo Pires e Souza (2016) o uso da prática de terraceamento reduz as perdas de solo em 70 a 80% e a de água em até 100%, pois esta é uma das práticas mais eficientes de controle de erosão. No entanto, para funcionar em plena capacidade os terraços devem ser minuciosamente planejados, executados e conservados (PIRES; SOUZA, 2006). A eficácia de um sistema de terraceamento está ligada a associação com outras práticas de conservação, como o plantio em nível, sistema plantio direto, rotação de culturas, controle de queimadas e manutenção da cobertura morta do solo (PRUSKY, 2009).

Londero et al., (2018), obtiveram em seus estudos no Sul do Brasil que a técnica de plantio direto (PD) sem a associação com os terraços de retenção (em nível) provoca um desequilíbrio hidrológico no sistema, uma vez que a prática sozinha se mostra incapaz de controlar adequadamente o escoamento superficial e a erosão do solo. De maneira conjunta, os terraços + PD reduziram em 78% o escoamento total e quase 79% a vazão de pico. Em estudo mais recente, em média os terraços reduziram o escoamento em 56%, entretanto este valor pode ser maior em eventos menores (LONDERO et al., 2021).

Zuo e Li (2004), em área montanhosa no Sul da China, verificaram que os terraços reduziram o escoamento e a perda de sedimentos em mais de 90%. De acordo com Chen, Wei e Chen (2020), também na China, os terraços aumentaram o sequestro do carbono orgânico em 32,4% em comparação com terras sem adição da prática. Entre os serviços ecossistêmicos prestados por esse manejo, estão: maior produtividade das culturas, retenção de solo e água, aumento da cobertura vegetal superficial e biodiversidade.

Em muitos ecossistemas erodidos ou com limitação de água, práticas de florestamento ou reflorestamento são difíceis de serem empregadas, devido às más condições dos locais existentes e condições climáticas adversas (WEN et al., 2009). Os terraços, como medida adicional, podem aumentar a heterogeneidade da paisagem regional proporcionando diversidade biológica, facilitando a simbiose de organismos e conservando a biodiversidade. Assim, desempenha um papel vital na reconstrução e melhoria dos habitats (ARÉVALO et al., 2016).

Existem, portanto, duas razões principais para que os terraços proporcionem uma maior diversidade biológica. Em primeiro lugar, o aumento de água e nutrientes em campos com terraços permite um melhor crescimento das plantas cultivadas (SHIMODA; KOYANAGI, 2017) e, em segundo lugar, os terraços melhoram as condições de crescimento de diferentes espécies, consequentemente ajudando a aumentar a biodiversidade (MERINO et al., 2010).

4.2 QUALIDADE DO SOLO

A definição para a saúde do solo, sob vários sistemas de cultivo, evoluiu com o desenvolvimento da agricultura e crescimento populacional. Desde a década de 1990, o conceito de avaliação da qualidade do solo concentrou-se nas propriedades específicas do mesmo e na capacidade dessa matriz energética de manter uma série de funções ecológicas em seu ecossistema. Apoiando-se, assim, em sistemas de cultivo sustentáveis de longo prazo (DORAN; SARANTONIO; LIEBIG, 1996). Portanto, conservar a qualidade do solo é essencial para fornecer às próximas gerações a capacidade de cultivar e alimentar-se.

A qualidade do solo é definida como sua aptidão de funcionar e fornecer serviços ecossistêmicos (VAN ES; KARLEN, 2019), ou a capacidade para suportar o crescimento das culturas sem degradar ou prejudicar o meio ambiente (ACTON; GREGORICH, 1995). De maneira complementar e aprofundada, Bünemann et al. (2018) ressalta que esta qualidade é resultado da relação entre as propriedades biológicas, físicas e químicas do solo, haja vista a relação de codependência desses fatores para o funcionamento de cada um.

Na agricultura, os serviços ecossistêmicos estão relacionados aos processos de regulação ou suporte da vida na Terra. Logo, os serviços ambientais mais comuns são a produção de fibras, alimentos e madeira, bem como a formação do solo, ciclagem de nutrientes, controle da água e regulação do clima (ROJAS et al., 2016). No entanto, a remoção da vegetação natural para a expansão de áreas agrícolas e a adoção de práticas convencionais de manejo do solo têm diminuído a qualidade do solo (ROCHA et al., 2014) e consequentemente a sua capacidade em fornecer serviços ambientais nas últimas décadas.

Uma vez que os solos são afetados por uma combinação de fatores inerentes e antropogênicos, essas propriedades inerentes (como textura e mineralogia) exercem forte controle sobre a quantidade de C, nutrientes armazenáveis, pH, agregação e capacidade de retenção de água. Por sua vez, essas propriedades são influenciadas pelo manejo estabelecido durante a produção agrícola (LIBOHOVA et al., 2018). Desta forma, a relação entre manejo e qualidade pode ser avaliada pelo comportamento dos atributos do solo a fim de que ocorra melhora na conservação deste recurso (SILVA, 2003).

Tradicionalmente, os atributos físicos e químicos têm sido os principais indicadores utilizados para avaliar a qualidade do solo (SNAKIN et al., 1996). Carbono orgânico do solo, N total e pH, entre as propriedades químicas, e distribuição de tamanho de partícula, densidade do solo, água disponível, estrutura do solo e estabilidade de agregados, entre as propriedades físicas (RABOT et al., 2018) são, sem dúvida, os parâmetros mais utilizados para avaliar a qualidade do solo.

Segundo Nortcliff (2002), pode ser mais difícil detectar mudanças na qualidade do solo, sem uma avaliação periódica, antes que danos irreversíveis ocorram do que na qualidade da água e do ar. Portanto, um componente importante da avaliação da qualidade do solo é a identificação de atributos sensíveis que reflitam a influência do manejo empregado na área e possam ser usados como indicadores.

Os organismos do solo atendem a este critério, uma vez que respondem de forma sensível a distúrbios antropogênicos (PANKHURST et al., 1997). Deste modo, indicadores baseados em microrganismos são fundamentais, pois o funcionamento do solo e sua fertilidade são governados em grande parte pela atividade de decompositora da microflora (ANDERSON, 2003).

Várias técnicas estão atualmente disponíveis para determinar as características microbianas do solo, como biomassa microbiana e respiração, e muitas têm sido usadas para avaliar a influência do manejo no agroecossistema. Estes incluem abordagens biogeoquímicas e fisiológicas, por exemplo: extração de carbono e nitrogênio por fumigação com clorofórmio, respiração induzida por substrato, teste de CO₂ ou técnicas metabólicas com as medições de atividades enzimáticas (MUÑOZ-ROJAS, ERICKSON, DIXON, 2016; GRIFFITHS et al., 2016a).

Sendo o componente microbiano essencial para a qualidade geral do solo, este facilita 90% das funções do ecossistema (ADHIKARI; HARTEMINK, 2016). Assim, mudanças na composição da comunidade microbiana após atividades agrícolas têm sido relacionadas a mudanças nas funções do ecossistema. As avaliações da comunidade microbiana do solo estão sendo cada vez mais utilizadas para determinar a resposta dos solos às mudanças ambientais, como estresse e perturbação, e como um indicador de recuperação do ecossistema (COSTANINI et al., 2016; MUÑOZ-ROJAS, ERICKSON, DIXON, 2016b).

4.2.1 Indicadores microbiológicos de qualidade do solo

Sendo os microrganismos os agentes responsáveis pelo “funcionamento” do solo, participando de processos que vão desde a gênese até a decomposição de resíduos orgânicos,

surgiu-se a necessidade da adição da atividade destes às análises de rotina. Logo, a bioanálise do solo (BioAS) consiste no acréscimo de bioindicadores dentro dos parâmetros de estudos já estabelecidos, como índices químicos e físicos. Trata-se de uma inovação importante, que tem como objetivo viabilizar tecnologias que promovam a sustentabilidade das atividades agrícolas, o equilíbrio ambiental e uma maior eficiência dos processos biogeoquímicos (MENDES et al. 2019).

Os processos biogeoquímicos que resultam na ciclagem de nutrientes são mediados pelas plantas e microrganismos e animais do solo. Sendo as reações bioquímicas envolvidas nesses processos 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, glomalina, e atividade enzimática, são importantes tanto no que se refere à ciclagem dos nutrientes como também na estimativa da capacidade do solo para o crescimento vegetal (MELO et al. 2014).

A biomassa microbiana do solo, por exemplo, é o componente vivo da matéria orgânica do solo. Sua estimativa é útil para alcançar informações rápidas sobre alterações nas propriedades orgânicas do solo, detectar variações causadas por cultivos ou por degradação, medir a regeneração dos solos após a remoção da camada superficial, e avaliar os efeitos de poluentes como metais pesados e pesticidas. No Sul do Brasil, o carbono e o nitrogênio da biomassa microbiana constituem-se bioindicadores capazes de detectar as diferenças entre o sistema de plantio direto e o sistema de preparo convencional (SOUZA et al. 2014).

As formas lábeis de C têm grande importância nos processos de formação e estabilização de agregados, muito embora os estudos se concentrem mais nas substâncias húmicas e suas relações com o material mineral (ROSA et al., 2003). A manutenção dos estoques de C do solo é essencial à melhoria da qualidade do mesmo e sustentabilidade destes sistemas de produção. Outros compartimentos da matéria orgânica do solo (MOS) são capazes de detectar, mais rapidamente, mudanças associadas ao manejo. Os indicadores microbiológicos são um dos mais utilizados pela pesquisa, entre esses, podemos citar o C da biomassa microbiana (DE-POLLI; PIMENTEL, 2005).

O N da biomassa microbiana do solo desempenha um papel fundamental na manutenção da fertilidade do solo e é considerado um reservatório de N biologicamente ativo nos solos (DENG et al., 2000). Apesar de sua pequena proporção (0,5-15,3% do N total do solo) é importante na conversão entre os reservatórios de N orgânico e inorgânico do solo e, portanto, crucial para regular a absorção de nutrientes pelas plantas (ANDERSON; DOMSCH, 2006). O tamanho do reservatório NBM é afetado por mudanças nas práticas de manejo agrícola e pode

indicar mudanças precoces na estabilidade do N do solo devido à sua alta sensibilidade às mudanças no ambiente (LI et al., 2018).

Nos últimos anos, os estudos sobre a biologia do solo voltaram-se para avaliar a capacidade dos microrganismos de degradar compostos, avaliando sua atividade enzimática. Microrganismos liberam enzimas no ambiente para degradar moléculas orgânicas complexas transformando-as em moléculas simples absorvíveis (FIORETTO et al., 2000). As análises enzimáticas do solo podem mensurar decomposição de resíduos orgânicos (celulases, proteases, glucosidases), ciclagem 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).

Todos os solos contêm um grupo de enzimas com diferentes origens que podem ser sintetizadas por plantas, animais e microrganismos (VERDOUCQ et al., 2003). As enzimas podem ser mantidas no interior de células vivas em proliferação (NANNIPIERI et al., 1998) e/ou serem secretadas. As enzimas extracelulares funcionam fora das células-mãe como enzimas livres em uma solução do solo ou como enzimas que ainda estão associadas à superfície externa da parede celular epidérmica da raiz ou microbiana (GIANFREDA, 2015).

Deste modo, essas enzimas não estão apenas disponíveis em células mortas, mas também podem ser adsorvidas em argilas ou integradas em substâncias húmicas. Assim, as enzimas desempenham um papel vital na agricultura e na ciclagem de nutrientes, em particular, pois estão constantemente sendo sintetizadas, acumuladas, inativadas e decompostas no solo (BALOTA; CHAVES, 2010).

As fosfatases, por exemplo, são um grupo de enzimas que catalisam a hidrólise de ésteres e anidridos de ácido fosfórico. Plantas e microrganismos são as principais fontes de enzimas fosfatase no solo. A quantidade de fosfatase presente no solo varia com a atividade microbiana e a extensão de materiais orgânicos, fertilizantes minerais e orgânicos, preparo do solo e outras práticas agrícolas (BANERJEE et al., 2012). Como as plantas fazem uso apenas de P inorgânico e uma grande quantidade de P do solo está organicamente ligada, a mineralização dessa porção orgânica pode ter uma influência vital na nutrição das plantas (NANNIPIERI et al., 2011).

Quando há limitação de fósforo no solo, as raízes das plantas e os microrganismos aumentam a secreção de fosfatase para intensificar a solubilização e remobilização do fosfato, influenciando a capacidade da planta de lidar com condições de estresse por fósforo (KAI et al., 2002). Isso mostra que a demanda de fósforo por plantas e microrganismos pode estar ligada

à produção e atividade da fosfatase do solo. A atividade da fosfatase pode, portanto, ser usada como um indicador da disponibilidade de fósforo inorgânico para plantas e microrganismos (PIOTROWSKA-DLUGOSZ; CHARZYNSKI, 2015).

Uma vez que a maior parte do N no solo apresenta-se em estruturas orgânicas, diversas hidrolases amídicas estão envolvidas na hidrólise do N orgânico adicionado ou nativo dos solos. Dentre elas, as mais importantes são L-asparaginase, L-glutaminase, amidase e urease. Esta última (ureia amido-hidrolase - EC 3.5.1.5) é a enzima que catalisa a hidrólise de ureia (composto orgânico) a CO_2 e NH_3 , sendo amplamente distribuída na natureza (KANDELER; GERBER, 1988).

A velocidade da hidrólise da ureia é influenciada pelo tipo de vegetação cultivada no solo, bem como a quantidade aplicada. A intensidade do efeito da matéria orgânica na atividade da urease dependerá da sua disponibilidade como fonte energética para os microrganismos e também da facilidade de decomposição microbiana da matéria orgânica (DICK et al., 1996). Assim, a atividade da urease tem sido amplamente utilizada para monitorar a qualidade do solo porque é influenciada por diferentes práticas de manejo agrícola (BLONSKA, LASOTA, 2014).

A análise da atividade de urease no solo pode fornecer uma indicação do potencial do solo em converter N orgânico em mineral, dando início ao processo de mineralização do N. A amônia, o principal produto da hidrólise da urease, pode ter vários destinos, de acordo com as condições ambientais, sendo o N possível de ser imobilizado pelos microrganismos, absorvido pelos vegetais superiores e adsorvido pelos minerais de argila (VICTORIA et al., 1992).

Os manejos convencionais de produção agrícola estabelecem práticas de intenso revolvimento do solo e, por consequência, a incorporação dos restos culturais podem comprometer o estabelecimento da comunidade microbiana na camada superficial do solo. Uma vez que a prática de revolver o solo causa danos diretos aos microrganismos, expondo-os às maiores variações de temperatura e umidade (TERAVEST et al., 2015). O dióxido de carbono (CO_2) produzido pode ser usado para monitorar a atividade metabólica dos organismos. A respiração microbiana do solo é um processo que reflete a atividade biológica do solo, sendo definida como a produção de CO_2 ou o consumo de O_2 como resultado de processos metabólicos de organismos vivos do solo (ARAUJO et al., 2011).

Já o quociente metabólico ($q\text{CO}_2$) reflete a relação entre a respiração microbiana e o carbono da biomassa microbiana, e representa processos importantes pertinentes às adições e transformações da matéria orgânica, assim como a eficiência de conversão de C. Em situações de desequilíbrio ambiental ou em situação em que a biomassa experimenta algum fator de

estresse (deficiência de nutrientes, acidez, déficit hídrico, etc.), a capacidade de utilização de C é diminuída (SPARLING, 1992). MELERO et al., (2006) observaram, por intermédio da avaliação da biomassa e da atividade metabólica microbiana, que a qualidade e a produtividade do solo foram melhoradas em sistemas de cultivos com altos teores de matéria orgânica.

As grandes quantidades, e a contínua renovação, da biomassa acima e abaixo do solo (folhas, raízes e material lenhoso) produzidas nos ecossistemas fornecem insumos contínuos de matéria orgânica (MO) que representam substrato para formar C e N no solo. Um importante mecanismo para biodisponibilidade e acessibilidade desta MO para microrganismos e enzimas do solo é a proteção física dentro de agregados, através da glomalina (VICENTE et al., 2019; GAMA-RODRIGUES et al., 2010).

A glomalina é uma glicoproteína presente no solo. Um bioproduto ligado a fungos simbióticos globalmente difundidos, os fungos micorrízicos arbusculares (BOLLIGER et al., 2008; MAGURNO et al., 2019). Geralmente é produzida nas paredes celulares do fungo e se acumula no solo durante a renovação das hifas e após a morte das hifas (DRIVER et al., 2005). Atua como uma “supercola” de agregação de partículas, ligando matéria orgânica e partículas de argila para formar agregados estáveis (ANDERS et al., 2010; SIX et al., 2006).

A agregação de partículas controla os processos biogeoquímicos do solo e desempenha um papel fundamental no transporte eventual de sedimentos, poluentes e nutrientes nos ecossistemas (BILOTTA; BRAZIER, 2008). Assim, a investigação da glomalina em solos agrícolas é promissora para a verificação da qualidade do solo frente ao manejo empregado na área.

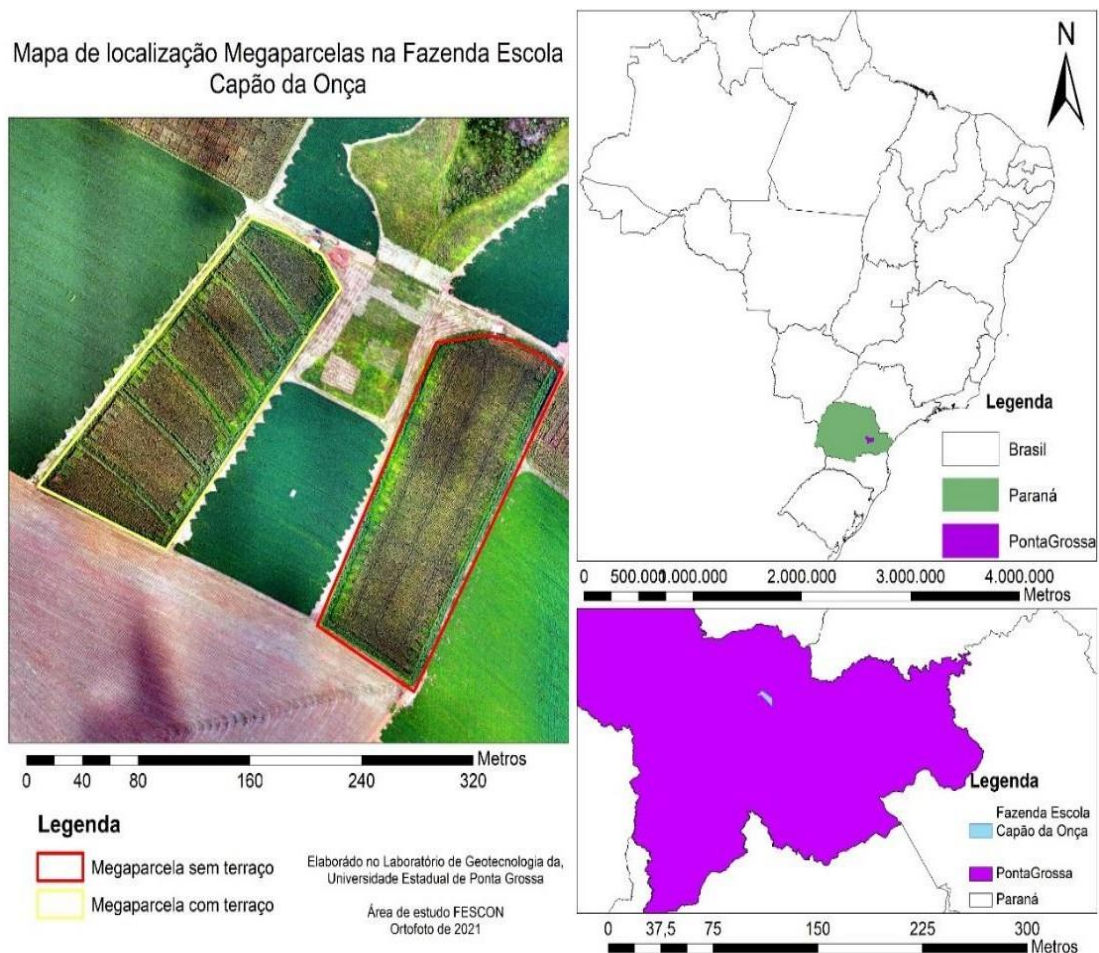
Portanto, o uso de indicadores microbiológicos é de fundamental importância, uma vez que essa é uma variável sensível em detectar alterações que ocorrem na saúde do solo, em função do seu uso e manejo. Atualmente existem diversas pesquisas em andamento visando estabelecer índices de qualidade do solo para diferentes regiões do país, tipos de solo, incluindo também diferentes sistemas de manejo (MENDES et al., 2019).

5 METODOLOGIA

5.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL

O experimento foi conduzido no ano de 2020 na Fazenda Escola “Capão da Onça” pertencente a Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), região dos Campos Gerais, localizada entre 25° 05’ 49” S e 50° 03’ 43,11” W, a 975 m de altitude. O clima é do tipo Cfb segundo a classificação de Köppen, com temperatura média anual de 17,5 °C e precipitação média anual de 1.495 mm (IAPAR, 2009). Em escala de encosta, o solo é classificado como Latossolo Vermelho-Amarelo Distrófico típico (EMBRAPA, 2018). A localização da área de estudo é demonstrada na Figura 1.

Figura 1. Localização da área experimental



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

5.2 CARACTERIZAÇÃO E HISTÓRICO DA ÁREA

A área de estudo é composta por uma extensão de 3,08 ha⁻¹ em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi, subdividida em duas megaparcelas de 1,604 ha⁻¹ e 1,476 ha⁻¹, variando os tratamentos: (CT) área sob sistema de plantio direto com terraços e (ST) área sob

sistema de plantio direto sem terraços, respectivamente (Figura 2). Cada unidade possui 36 pontos em sua extensão para as coletas, devidamente georreferenciados e demarcados com bandeiras de identificação. Para o tratamento (CT) 6 terraços de infiltração (em nível) são distribuídos em sua extensão. Fechados em suas extremidades e de base média.

Figura 2. Área experimental com a disposição dos tratamentos



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

O histórico da área relata que, antes da instalação do experimento, a unidade era cultivada sem revolvimento do solo, sobre plantio direto, com as culturas de milho e soja no verão e aveia preta e trigo no inverno. Esporadicamente era feito o revolvimento do solo com escarificador para descompactação. Neste período não houve o emprego de práticas complementares de conservação de solo e água na área.

Em 2019, foi realizada correção da acidez do solo com aplicação de calcário e em seguida realizada semeadura de aveia preta. Quando a mesma se encontrava no estágio de perfilhamento, foi realizada uma operação mecânica de subsolagem para descompactação e homogeneização. Após a subsolagem continuou-se o desenvolvimento da aveia preta em área total até completar seu ciclo e posteriormente foi dessecada para formação de biomassa ao solo. Este manejo antecedeu o cultivo do milho, que deu início a este experimento.

A delimitação das parcelas foi realizada em agosto de 2019, por meio da construção de camalhões de terra nos limites superior, inferior e laterais das unidades experimentais, de forma a não ocorrer contribuição do escoamento superficial proveniente da área externa a elas e que

impedisse a saída de água das parcelas. Na parcela com uso da prática mecânica do terraceamento agrícola foram construídos seis terraços dispostos em nível (terraços de infiltração), de base média, com faixa de movimentação de terra de aproximadamente seis metros.

Para a construção dos terraços foram utilizados um terraceador de dois discos para abertura do dique e um arado de discos para ampliação do dique e abertura do canal, mobilizado solo de cima para baixo e de baixo para cima. Posteriormente, os canais dos terraços foram finalizados com lâmina traseira acoplada no trator. Nesse período, foi semeada aveia preta nos terraços para estabilização do solo (Figura 3).

Figura 3. Imagem da encosta com curvas de nível distanciadas em 2 m, utilizadas para o posicionamento das unidades experimentais. Ao centro, entre as unidades experimentais, encontra-se a linha de drenagem principal



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

As culturas foram implementadas da seguinte forma, a saber: o primeiro cultivo com o milho (*Zea mays*) (primavera-verão, safra 2019/2020), o segundo cultivo foi com plantas de cobertura do solo, composto pela aveia preta (*Avena strigosa*) (outono-inverno de 2020) e, no terceiro ciclo, com a cultura da soja (*Glycine max*) (primavera-verão, safra 2020/2021). As semeaduras ocorreram de forma mecanizada. Na tabela 1, constam as características agrônômicas das culturas do milho, aveia preta e soja.

Tabela 1. Características das cultivares e manejo domilho, aveia preta e soja cultivados em sequencia na fase preparatória da area experimental.

Cultivar, características e manejo	MILHO	AVEIA PRETA	SOJA
Cultivar	AG9025 PRO3	IAPAR61	NS 5445 IPRO
Ciclo	Superprecoce	Longo	Precoce
Espaçamento	0,9 x 0,17 m	0,15 x 0,02 m	0,45 x 0,15 m
Época de sementeira	Outubro/2019	Julho/2020	Novembro/20 20
Época de colheita	Junho/2020	Novembro/20 20	Abril/2021
Sentido da sementeira	Em contorno no tratamento CT e contrário ao declive principal no ST	Em contorno no tratamento CT e contrário ao declive principal no ST	Em contorno no tratamento CT e contrário ao declive principal no ST

Devido a topografia do experimento, e tendo a pedossequência constituída por Latossolos e Cambissolos (de textura média, originários a partir de sedimentos argilo-arenosos, profundos e com boa drenagem) para cada área experimental (CT e ST) foram determinadas as topossequências a seguir: (1) terço superior, (2) terço médio e (3) terço inferior.

Assim, o solo do topo superior da área experimental é classificado como um Latossolo vermelho distrófico, na sequência, encontra-se o topo médio da área, classificada como Latossolo vermelho-amarelo distrófico e no topo inferior um Cambissolo (EMBRAPA, 2018).

Tabela 2. Caracterização da declividade da área, atributos físicos e químicos das unidades experimentais.

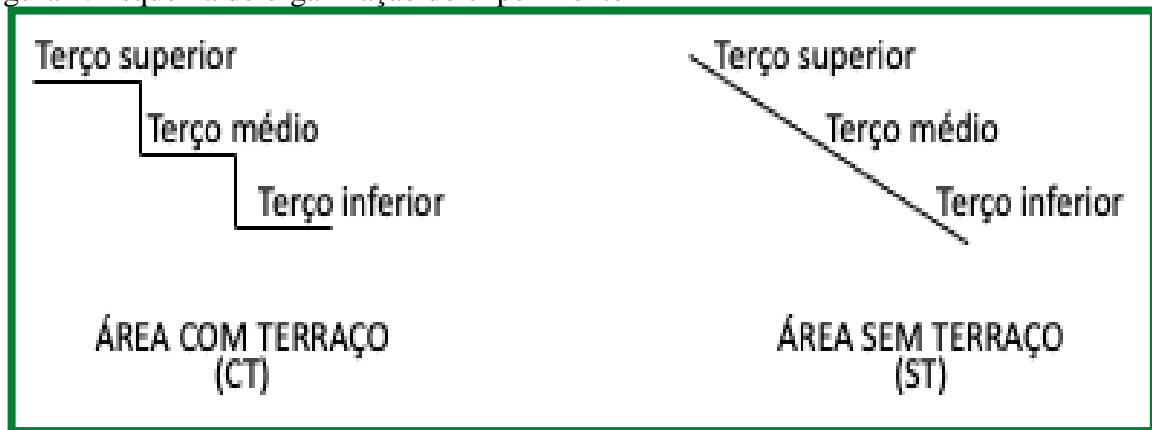
TRAT	Dec	Arg	SlT	Art	pH	P	C orgânico	K	Ca+Mg	
	%	----- kg/kg -----			KCl	mg/dm ³	g/dm ³	-----Cmol _c /dm ³ -----		
Camada 0-0,1 m										
	TS	0,090	0,349	0,509	4,52	43,84	35,99	0,679	3,936	
PCT	TM	3-13	0,109	0,280	0,610	4,78	35,59	34,65	0,843	4,953
	TI	0,078	0,256	0,665	5,01	48,44	34,47	0,627	4,312	
	TS	0,075	0,342	0,583	4,61	15,10	32,38	0,209	3,332	
PST	TM	3-12	0,101	0,257	0,641	4,63	14,18	30,90	0,238	3,182
	TI	0,073	0,228	0,698	4,53	16,96	27,80	0,281	2,363	

M_a: Mega com terraço; M_b: Mega sem terraço; TS: Terço superior; TM: Terço médio; TI: Terço inferior; TRAT: Tratamento; DEC: Declive; ART: Areia total; ARG: argila; SLT: silte. Dados obtidos através da coleta de 36 pontos por parcela (n=36), em malha amostral de 18 x 22 m, coletados na camada de 0-0,10 m. Fonte: Autora.

5.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

O experimento foi conduzido por um modelo em faixas, com 12 repetições, sendo os tratamentos compostos por: 1º) Área (CT - presença de terraços e ST - ausência de terraços) e 2º) Frações das áreas (Terço superior, médio e inferior) (Figura 4).

Figura 4. Esquema de organização do experimento



FONTE: Autora.

5.4 AMOSTRAGEM DE SOLO

A amostragem de solo na área de estudo ocorreu em junho de 2020, após a retirada da cultura de verão. Dessa forma, 36 pontos (distribuídos em grid e georreferenciados) foram coletados por megaparcela, totalizando 72 amostras no total, sendo 12 em cada terço da área.

Para cada ponto demarcado uma amostra deformada foi coletada na camada de 0 – 10cm do solo com auxílio do trado holandês, sendo estabelecido 300g de solo por ponto amostral. Como medida de mitigação para possíveis contaminações, e acurácia dos dados, a cada 4 amostragens o trado foi higienizado com água e álcool a 70%.

Posteriormente a coleta, as amostras de solo foram embaladas em sacos plásticos devidamente etiquetados, sendo acondicionadas em caixa térmica com gelo (SULEIMAN et al., 2013) e encaminhados ao laboratório para a conservação em geladeira e determinações microbiológicas. Adiante, o solo foi então passado em peneira de 2 mm para remoção dos restos vegetais e uniformização das amostras.

5.5 AVALIAÇÕES MICROBIOLÓGICAS

As análises foram realizadas no Laboratório de Biologia Molecular Microbiologia (LABMOM) da UEPG, em duplicata, por ponto amostral. Uma vez que, ao todo, houve coleta de 72 pontos (Mega A + B) foi feito o processamento de 144 amostras + brancos por análise. Sendo estabelecido como parâmetros de avaliação os seguintes atributos biológicos: biomassa

microbiana (BMS), atividade microbiana (AMS), glomalina (GS) e atividade enzimática (AES) do solo.

5.5.1 Biomassa microbiana do solo (BMS)

– Carbono da biomassa microbiana (C–BM)

O método de fumigação-extração adaptado de Vance et al., (1987) e Brookes et al., (1985) foi utilizado para a quantificação do C–BM e nitrogênio da biomassa microbiana (N–BM). A análise é dividida em duas amostragens: extração não fumigada (água) e extração fumigada (clorofórmio), que consiste na liberação do C-microbiano do solo por meio da morte e quebra da parede celular dos microrganismos fumigados por vapores de clorofórmio (CHCl_3).

Foram pesados 10 g de solo úmido por amostra em tubos Falcon, com capacidade de 50 mL, sendo incubadas no escuro por 18 horas. A atmosfera de fumigação consistiu no uso de 50 mL de clorofórmio ou água (a depender do processo) em estufa, retirando-se o ar do interior do dessecador com auxílio de uma bomba a vácuo.

Após a fumigação por incubação, as amostras foram submetidas ao processo de extração, sendo adicionado 20 mL da solução de sulfato de potássio 0,5 M (K_2SO_4) com pH ajustado para 6,5–6,8. Em seguida, os tubos Falcon foram colocados em agitador orbital por 30 minutos a 200 rpm, ao final da agitação, levados à centrífuga por 8 minutos a 2200 rpm. Feito a decantação, as amostras são filtradas (papel de filtro Whatman nº. 2) e os extratos usados para a determinação de C e N.

O teor de C nos extratos foi determinado pela oxidação do dicromato de potássio em meio ácido com sulfato ferroso amoniacal. Portanto, na análise são transferidas alíquotas de 8 mL de extrato por amostra para Erlenmeyer de 250 mL, ou 8 mL da água para o controle (branco). Logo após é feita a adição de 2 mL de dicromato de potássio 0,066 mol. L^{-1} ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) e 5 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4), sendo a solução levada a capela por 30 minutos (aproximadamente) para resfriar.

Após o período de resfriamento na capela, adicionou-se nas amostras 40 mL de ácido orto-fosfórico 6,25% (H_3PO_4) e 3 gotas de difenilamina (1%) diluída em ácido sulfúrico concentrado. O processo é finalizado por meio de titulação com sulfato ferroso amoniacal a 0,033 M padronizado ($(\text{NH}_4)_2\text{Fe}(\text{SO}_4).6\text{H}_2\text{O}$), a partir da mudança de coloração violeta para verde. Assim, o carbono extraído da amostra é determinado indiretamente pelo dicromato utilizado na reação de oxidação.

O cálculo da concentração do C extraído é determinado pelas fórmulas:

$$(I) \quad \text{BMC} (\mu\text{g Cg}^{-1} \text{ solo}) = \frac{(V_2 - V_1) \times M \times 0,003 \times 20 \times 10^6 \times F}{8 \times ms}$$

Onde:

C-BM = Carbono da biomassa microbiana

V2 = volume de sulfato ferroso amoniacal gasto na titulação do controle (branco);

V1 = volume de sulfato ferroso amoniacal gasto na titulação da amostra;

M = concentração molar do sulfato ferroso amoniacal 0,033 M;

20 = volume da solução extratora de K₂SO₄ 0,5 M (20mL);

0,003 = número de equivalentes – gramas (meq ou Eq) do C;

8 = alíquota titulada do extrato 8 mL;

10⁶ = conversão da unidade g para μg;

ms = massa de solo seco a 100°C;

F = fator de padronização do sulfato ferroso amoniacal.

$$(II) \quad \text{C-BM} (\mu\text{g Cg}^{-1} \text{ solo}) = \text{Cf} - \text{Cnf} / \text{Ke}$$

Cf = carbono da amostra fumigada

Cnf = carbono da amostra não fumigada

K = fator de correção (0,33) Sparling & West (1988)

– Nitrogênio da biomassa microbiana (N-BM)

O teor de N é extraído das mesmas frações obtidas por fumigação-extração (fumigada e não fumigada) através de digestão por via úmida. O processo ocorre em bloco digestor a 350° com H₂SO₄ concentrado e um catalisador. O método consiste em transferir 20 mL de alíquotas por amostra em tubos de digestão, logo em seguida, será adicionado 2 g de mistura catalítica contendo K₂SO₄: CuSO₄ (proporção 10:1) e 5 mL de ácido sulfúrico concentrado.

As amostras foram dispostas tubos em bloco digestor, e digeridas em temperatura inicial de 110°C (pôr no mínimo 2 horas) até a redução das amostras para 2 ml. Após essa fase, aumentou-se a temperatura do bloco de 50 em 50°C até chegar a 350°C (espaçamento de 30 em 30 min). Em seguida, foram acrescentados 15 mL de água deionizada em cada tubo, e os extratos diluídos foram transferidos para béqueres. Ajustando-se o pH das amostras para 3 a 4 (com NaOH e HCl 1 molL⁻¹) e, logo após, foi ajustado o volume das amostras para 30 mL.

Por conseguinte, deu-se início ao método colorimétrico (espectrofotometria com azul de salicílico). Foi pipetado 1,0 mL do extrato em tubos de ensaio de 25 ml, e feita adição de 6,0

mL de H₂O, 1,0 mL das soluções padrões A, B e C e a homogeneização das amostras por 1 minuto em agitador. Após 60 minutos foi efetuada a leitura no espectrofotômetro a 697 nm.

Para a curva de calibração foi preparada uma solução padrão de N de concentração 1000 mg L⁻¹ de N-NH₄⁺, dissolvendo 0,47138 g de sulfato de amônio (NH₄)₂SO₄ p.a. em 1.000 mL de H₂O deionizada. A partir desta solução, foi preparada uma solução intermediária de 100 mg L⁻¹ de N (100 ppm). A partir da solução intermediária, foram preparados os pontos da curva com as seguintes concentrações de N-NH₄⁺: 0,0; 0,5; 1,0; 2,0; 4,0; 6,0 e 8,0 mg L⁻¹.

Portanto, o cálculo da concentração do N extraído é determinado pelas fórmulas:

$$(I) \quad N\text{-BM} (\mu\text{g Ng}^{-1} \text{ solo}) = \frac{(A - B) \times F \times 6}{ms}$$

Onde:

N-BM = Nitrogênio da biomassa microbiana

A = Absorbância da amostra;

B = Absorbância do padrão (branco);

F = equação da reta (coeficiente angular);

6 = Fator geral de diluição da análise;

ms = massa de solo seco a 100°C;

$$(II) \quad N\text{-BM} (\mu\text{g Ng}^{-1} \text{ solo}) = Nf - Nnf / Ke$$

Nf = nitrogênio da amostra fumigada

Nnf = nitrogênio da amostra não fumigada

K = fator de correção (0,45) Sparling & West (1988)

5.5.2 Atividade microbiana do solo (AMS)

– Respiração basal (RB) e quociente metabólico (*q*-CO₂)

Na análise taxa de respiração basal 50 g de solo foram distribuídas em frascos de vidro de 500 mL (recipientes de conserva), e durante 7 dias incubadas para a captação do CO₂ liberado do solo (SILVA et al. 2007). Para as amostras foram pipetadas 10 mL de NaOH 1 M em béqueres de polipropileno de 30 mL, sendo feito a transferência imediata para o interior dos respectivos frascos com o solo já pesado.

Em seguida, os recipientes são hermeticamente fechados e vedados com papel isofilme para que não haja entrada de CO₂ externo e/ou fuga de CO₂ produzido internamente. Para o controle (brancos) é efetuado o mesmo procedimento descrito anteriormente, mas em frascos

sem o solo. Assim, as amostras e o controle são levados a estufa em temperatura entre 25°C a 28°C, em local isento de luminosidade, por um período de 7 dias para a incubação.

Após a incubação, os frascos foram retirados da estufa e, rapidamente, 2 mL de cloreto de bário (BaCl₂) a 10% (m/v) é adicionado para que não haja separação do Na₂CO₃ em NaOH + CO₂, e sim a completa precipitação. A solução é transferida para Erlenmeyer de 250 mL, adiciona-se 2 gotas de fenolftaleína 1% (m/v) e a titulação é realizada sob agitação magnética com ácido clorídrico (HCl) a 0,5 M padronizado. Ao final da titulação a coloração da solução irá de rosa para à incolor.

Os valores para a respiração basal do solo serão obtidos através do cálculo pela seguinte fórmula:

$$RB \text{ (mg C de CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo hora}^{-1}) = \{[V_b - V_a) \times M \times 6 \times 1000] / M_s\} / T$$

Onde:

RBS= carbono oriundo da respiração basal do solo;

V_b (mL) = volume de ácido clorídrico gasto na titulação dos brancos;

V_a (mL) = volume de ácido clorídrico gasto na titulação das amostras;

M = molaridade exata do ácido clorídrico 5 M (HCl);

M_s (g) = massa de solo seco;

T = tempo de incubação das amostras em horas;

Já para os valores do quociente metabólico do solo (*q*CO₂) da respiração basal do solo o cálculo foi feito a partir da fórmula:

$$qCO_2 \text{ (mg C - CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ C-BM.h}^{-1}) = \frac{RBS \text{ (mg C de CO}_2 \text{ Kg}^{-1} \text{ solo hora}^{-1})}{BMS \text{ (mg C.Kg}^{-1} \text{ solo)} \times 10^{-3}}$$

Onde:

*q*CO₂ = Quociente metabólico do solo;

RBS = Respiração basal do solo;

CBM= Carbono da biomassa microbiana;

5.5.3 Glomalina do solo (GS)

– Glomalina facilmente extraível (GFE)

O método de extração de glomalina foi estabelecido por meio do procedimento de Wright e Upadhyaya (1998). A quantidade de GFE foi determinada pelo ensaio de Bradford (BRADFORD, 1976), usando albumina de soro bovino como padrão, em absorbância no espectrofotômetro de onda a 595 nm, O complexo corante-proteína causa alteração na absorbância que é proporcional à quantidade de proteína presente.

A GFE é analisada a partir de 1 g de solo e 8 mL de citrato de sódio (20 mM, pH 7), em tubos Falcon, levados à autoclave a 121°C por 30 minutos. Em seguida, é feita a centrifugação do material por 20 minutos a 4000 rpm, sendo o sobrenadante retirado e filtrado (papel de filtro Whatman nº. 2). Logo após, 3 mL do reativo de Bradford é adicionada a 300 µL nas amostras, levando-as a leitura em espectrofotômetro. Para as análises das amostras é confeccionada e lida uma curva padrão da glomalina utilizando-se também o reativo.

A curva é construída a partir da adição de 1 mL de PBS 0,0015 ML⁻¹ pH 7,3 (5 g de cloreto de sódio; 0,2g de cloreto de potássio, 1,15g fosfato de sódio, 0,2g de fosfato de potássio) e BSA (soro albumina bovina) 1 mgmL⁻¹ em 6 tubos de ensaio. Em seguida, é feita a diluição sucessiva de BSA (1 mL) das amostras (Tabela 1).

Tabela 3. Curva padrão da Soro albumina bovina.

TUBOS	PBS	Padrão BSB 1 µg/mL	Reativo de Bradford	[] dos tubos
	(mL)	(mL)	(mL)	µg/mL
B	1	-	3,0	-
1	1	1,0	3,0	500
2	1	1,0 do tubo 1	3,0	250
3	1	1,0 do tubo 2	3,0	125
4	1	1,0 do tubo 3	3,0	62,50
5	1	1,0 do tubo 4	3,0	31,25

Fonte: Autora.

Após feita a diluição seriada, transfere-se 300 µL de cada tubo da curva para um novo tubo e é feita a adição de 3 mL de Reativo de Bradford. Sendo feita a homogeneização, aguarda-se 5 minutos e a leitura é feita como nas amostras.

Os valores para glomalina do solo foram calculados pela seguinte fórmula:

$$\text{GFE (mg g}^{-1}\text{)} = [(A - B) \times F \times 10^{-3} \times 8 \times \text{Ms}]$$

Onde:

GFE= Glomalina facilmente extraível;

A = Absorbância da amostra;

B = Absorbância do padrão (branco);

F = equação da reta (coeficiente angular);

10^{-3} = conversão da unidade μg para g ;

8 = Volume do extrator utilizado (citrato de sódio);

M_s (g) = massa de solo seco;

5.5.4 Atividade enzimática do solo (AES)

– Urease (U)

A atividade da urease foi obtida por meio da quantificação de amônio liberado pela hidrólise da uréia utilizando-se o método colorimétrico preconizado por Kandeler e Gerber (1988). Após acondicionar 5g de solo em frascos (Frascos de 50 mL) com tampa, foi adicionado 2,5 mL de solução de ureia ($0,1 \text{ mol L}^{-1}$) ou 2,5mL de água destilada no caso do tubo branco. Posteriormente, foi adicionado 20 mL de tampão borato (pH 10) e as amostras foram levadas a incubação a $37 \text{ }^\circ\text{C}$ por 2 horas. Após incubação, a reação foi interrompida pela adição de 30 mL da solução de KCl acidificado (1M) e agitada por 30 minutos.

Imediatamente após adicionar a solução do KCl (1M) no branco, adicionou -se 2,5 mL da solução de ureia. Após a agitação alíquotas de 1,4 mL da suspensão de solo foram transferidas para microtubos de 2 mL e centrifugadas a 22.000 G-force por 10 min. Em seguida, 1 mL do sobrenadante foi retirado e misturado com 9 mL de água destilada, 5 mL da solução salicilato (5%) / nitroprussiato de sódio (0,1%) / hidróxido de sódio (0,12%) e 2 ml da solução de dicloroisocianúrico de sódio (0,1%), deixando 1 hora em repouso em temperatura ambiente. Então, mediu-se a densidade ótica a 690 nm em espectrofotômetro.

Para a curva de calibração realizada em um tubo de ensaio de vidro, foi preparada uma solução estoque de $\text{NH}_4\text{-N}$ $100 \mu\text{g mL}^{-1}$, a partir da adição de 1 mL da solução de cloreto de amônio ($\text{NH}_4\text{-N}$ $1000 \mu\text{g mL}^{-1}$) a 9 ml da solução de KCl (1M). Essa solução foi diluída 10X, resultando na solução que foi usada para elaborar a curva de calibração apresentada na Tabela 4.

Tabela 4. Curva de calibração para determinação da concentração de amônio.

Concentração de $\text{NH}_4\text{-N}$ ($\mu\text{g mL}^{-1}$)	Cloreto de amônio ($10 \mu\text{g NH}_4\text{-N mL}^{-1}$) (mL)	Água destilada (mL)
0,00	0,00	9,00*
0,50	0,5	9,50
1,00	1,0	9,00
1,25	1,25	8,75

1,50	1,50	8,50
1,75	1,75	8,25
2,00	2,00	8,00

*Adiciona 1 mL da solução de KCl (1M) para atingir o volume final de 10mL. Fonte: Autora.

A cada diluição foi adicionado os 5 mL da solução contendo salicilato (5%), nitroprussiato de sódio (0,1%), e hidróxido de sódio (0,12%) (1:1:1) e 2 mL da solução de dicloroisocianúrico (0,1%) deixando 1 hora em repouso em temperatura ambiente. Fez-se a leitura como mencionado para as amostras.

Para calcular a atividade da enzima urease foi aplicada a seguinte fórmula:

$$\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1} \text{ seco h}^{-1} = \frac{(A - B) \times F \times V \times D}{M \times ms}$$

A = absorbância da amostra;

B = absorbância do padrão (branco);

F = equação da reta (coeficiente angular);

V = volume da amostra/ reagentes;

D = fator de diluição;

M = peso do solo analisado (5g);

ms = massa de solo seco;

– Fosfatase ácida (FA)

A atividade da enzima fosfatase ácida foi determinada utilizando-se a metodologia descrita por Tabatabai (1982), baseada na determinação do *p*-nitrofenol liberado pela amostra após incubação do solo com o substrato *p*-nitrofenil estabelecido para a enzima, sendo ele: *p*-nitrofenil fosfato dissódico (0,05 M) e leitura realizada em espectrofotômetro a 410 nm.

Dessa forma, 1g de solo das amostras (livre de resíduos orgânicos) foi colocado em tubos falcon de 50 mL, seguido de 4 mL de uma solução tampão MUB (pH 6,5) e 1 mL do substrato da enzima (exceto nos brancos). Foi feita a homogeneização em agitação por 1 minuto em vortex e, logo após, incubação a 37°C por 1 hora. Posteriormente a incubação, foi adicionado 1 mL de CaCl₂ (0,5 M) e 4 mL de hidróxido de sódio (0,5 M) (Tabela 5). Por fim, as amostras foram filtradas usando papel de filtro Whatman nº 2.

Tabela 5. Sequência de reagentes para determinação da Fosfatase Ácida.

R1	R2	R3	R4
----	----	----	----

Tampão MUB (pH 6,5)	<i>p</i> -nitrofenil fosfato dissódico (0,05 M)	Cloreto de cálcio (0,5 M)	Hidróxido de sódio (0,5 M)
------------------------	--	------------------------------	-------------------------------

Para a curva padrão, foi preparada uma solução estoque de *p*-nitrofenol (0,025), sendo diluído 1mL da solução padrão em 100 mL de água destilada (“Solução padrão diluída”). A partir dela, pipetam-se alíquotas de 0, 1, 2, 3, 4 e 5 mL em erlenmeyers de 50 mL, completando com água destilada para 5mL (Tabela 6). É dado o prosseguimento nos pontos da curva que foi realizado nas amostras. Ou seja, adiciona-se 4mL de NaOH, realiza-se a homogeneização e filtragem. As concentrações da curva padrão serão 0, 10, 20, 40, 60, 80, 100 e 120ug.

Tabela 6. Curva de calibração para determinação da concentração de *p*-nitrofenol.

Concentração (ug de <i>p</i> -nitrofenol)	mL de água	mL de solução padrão diluída	Hidróxido de sódio (mL)
0	6,0	0,0	4,0
10	5,5	0,5	4,0
20	5,0	1,0	4,0
40	4,0	2,0	4,0
60	3,0	3,0	4,0
80	2,0	4,0	4,0
100	1,0	5,0	4,0
120	0,0	6,0	4,0

Fonte: Autora.

Para calcular a atividade das enzimas foi aplicada a seguinte fórmula:

$$\mu\text{g } p\text{-nitrofenol g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1} = \frac{(A - B) \times F \times D}{M \times ms}$$

A = absorvância da amostra

B = absorvância do padrão (branco)

F = equação da reta (coeficiente angular)

D = fator de diluição

M = peso do solo analisado (5g);

ms (massa seca do solo) = fator da matéria seca (umidade).

5.6 Análise estatística

Os dados foram submetidos ao teste de homogeneidade (Shapiro) e normalidade de Wilk e, quando adequados, submetidos à análise de variância. Nas variáveis onde não fosse verificada a distribuição normal, foram utilizadas as transformações apropriadas (?). Verificando-se a significância, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). O software utilizado foi o programa SAS (SAS INSTITUTE, 2012).

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

No intuito de avaliar o efeito do terraceamento em SPD utilizando os indicadores microbianos, amostras de solo das áreas com (CT) e sem (ST) terraço foram coletadas em junho de 2020, 10 meses após a implantação dos terraços (agosto de 2019) na parcela CT. Os atributos biológicos avaliados foram: carbono da biomassa microbiana (C-BM), nitrogênio da biomassa microbiana (N-BM), respiração basal (RB), quociente metabólico ($q\text{CO}_2$), glomalina facilmente extraível (GFE), urease (U) e fosfatase ácida (FA).

Diante das particularidades físico-químicas verificadas ao longo da topossequência das parcelas, as avaliações biológicas foram realizadas avaliando-se não só o efeito do terraço (P) mas também a influência da topossequência (T). A análise de variância e teste de t demonstraram que P e T tiveram um efeito significativo ($p < 0,05$), de maneira isolada ou em interação, em todos os atributos biológicos avaliados. Os contrastes ortogonais entre os tratamentos são demonstrados na Tabela 7.

Tabela 7. Valores (p-valor) relacionando grupos de amostras independentes de áreas com e sem terraço (P) e tres posições na topossequência (T), para a análise dos atributos biológicos . Ponta Grossa – PR

Contrastes	C-BM	N-BM	RB	$q\text{-CO}_2$	GFE	U	FA
P	<0,001*	<0,001*	<0,001*	0,705	0,002	<0,001*	<0,001*
T	<0,001*	0,917	<0,001*	<0,001*	0,273	0,003	0,102
P x T	0,053	<0,001*	0,001	0,047	<0,001*	0,007	<0,001*

P: parcela; T: topossequência, C-BM: carbono da biomassa microbiana; N-BM: nitrogênio da biomassa microbiana; RB: respiração basal; $q\text{-CO}_2$: quociente metabólico; GFE: glomalina facilmente extraível; U: urease; FA: fosfatase ácida; *: efeito significativo ($p < 0,05$). Fonte: Autora.

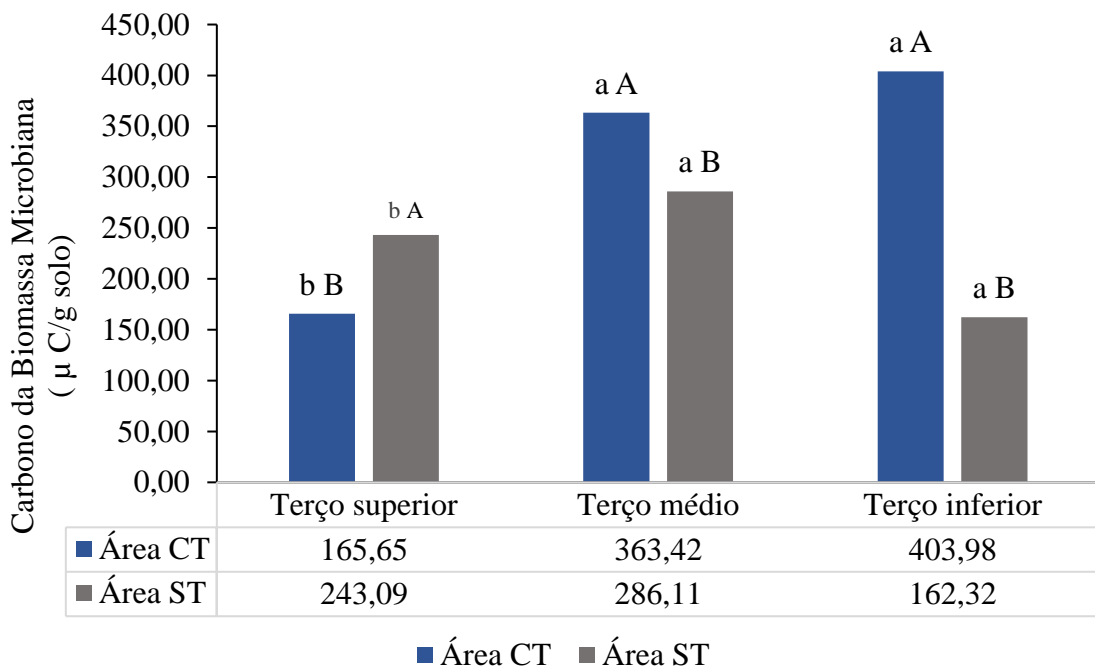
Assim, a presença de terraços e as diferenças na topossequência das áreas amostradas influenciaram ($p < 0,05$) a biomassa microbiana, atividade metabólica e enzimática, e glomalina dos solos analisados. Por sua vez, a interação entre os fatores megaparcela x topossequência interferiu de forma significativa apenas nos atributos biológicos: N-BM, GFE e atividade da FA.

6.1 BIOMASSA MICROBIANA DO SOLO (BMS)

– Carbono (C–BM) e nitrogênio (N–BM) da biomassa microbiana

Os valores para o atributo microbiano C–BM do solo apresentaram variabilidade de resposta entre as áreas (CT e ST) e suas topossequências (Figura 5). É possível verificar que na área CT existe maior biomassa microbiana se comparada a área ST. No que diz respeito às diferenças de topossequência dentro de ambas as áreas, tem-se que para CT os terços inferior e médio apresentaram as maiores médias, mas não diferiram entre si, seguidos do terço superior que obteve a menor biomassa.

Figura 5. Valores médios para C–BM do solo ($\mu\text{g Cg}^{-1}$ solo) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcelas dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

Já na área ST, nos terços superior e médio observou-se o maior valor para o C–BM, que não diferiram entre si, seguidos do terço inferior. Outro importante ponto a se observar são as expressivas diferenças no C–BM entre os terços inferior e superior das duas áreas.

Na área ST o terço inferior apresenta $162,32 \mu\text{g Cg}^{-1}$ de C–BM, enquanto na PCT temos $403,98 \mu\text{g Cg}^{-1}$. Nota-se um ganho de uma área para outra de $241,66 \mu\text{g Cg}^{-1}$ de C–BM, o dobro do valor presente na área ST. No terço médio o comportamento é semelhante. A ST apresentou $286,11$, enquanto a CT $363,42 \mu\text{g Cg}^{-1}$, ou seja, um ganho de $77,31 \mu\text{g Cg}^{-1}$ solo.

Em geral, o incremento da biomassa microbiana está relacionado ao aumento do conteúdo de MO do solo (REZENDE; ASSIS; NAHAS, 2004). Os restos culturais oriundos dos cultivos, assim como a “contenção” criada pelas barreiras do terraço, proporcionaram um maior acúmulo de substrato para que a biomassa microbiana obtenha energia por meio da MO, e assim realize a ciclagem de nutrientes (FERREIRA, 2007).

Essas técnicas de conservação do solo juntas, sistema plantio direto e terraceamento, também contribuem para a geração de condições mais adequadas de temperatura e disponibilidade de água, favorecendo a manutenção e multiplicação dos microrganismos no solo, explicando assim, a maior quantidade de biomassa microbiana em solo sob sistema de plantio direto com terraceamento (ARAUJO, MELO, 2010; HOFMANN et al., 2018; TROMBETTA et al., 2020; BERTONI; LOMBARDI NETO, 2010).

No entanto, há diferenças para esse acúmulo do C ao longo da topossequência das áreas. Uma possível explicação para esse comportamento na área CT é a própria construção dos terraços, que aconteceu menos de 1 ano antes das coletas. Mesmo sendo uma prática destinada a conservação do solo, para a sua implementação é requerido um intenso revolvimento do solo, além do deslocamento e sobreposição do solo nos pontos onde vão ser construídos os terraços.

Assim, ao se construir os terraços o solo é exposto, o que pode influenciar a microbiota por um tempo até que o solo e os microrganismos se restabeleçam em equilíbrio. Já a ausência de um manejo de controle da erosão em área de declive (como é o caso da ST), propicia o arraste do solo ao longo dos terços por meio do escoamento superficial e depósito deste ao longo dos terços.

Segundo SAHLI et al. (2019), relevos em condições que potencializam o escoamento, somado a ausência de manejos que proporcionem menor exposição do solo às ações erosivas e a maior estabilidade de seus agregados, podem resultar em taxas de erosão significativas, mesmo em solos mais resistentes aos processos erosivos.

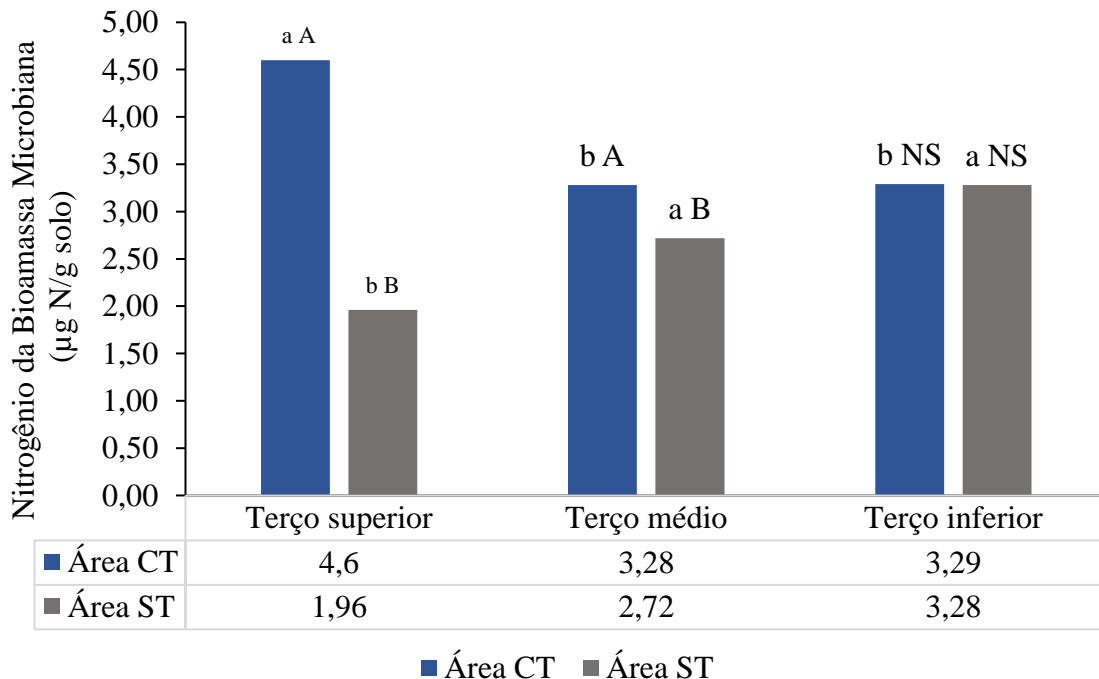
AYER et al., (2015) salienta que a declividade em solos nessas condições confere diminuição da infiltração da água no solo, uma vez que diminui o tempo de oportunidade para que o processo aconteça. Além de aumentar a velocidade de escoamento superficial na área, levando ao deslocamento e depósito do solo ao longo do terreno.

Para os valores de N–BM do solo houve efeito significativo dos terraços, e diferenças dentro da topossequência, nas duas áreas analisadas (Figura 6). Verifica-se que, assim como para o atributo C–BM, o N–BM foi maior em área com terraços, quando comparado à área sem terraço. Já nas diferenças dentro da topossequência de cada área, tem-se que: para a PCT os

maiores valores foram encontrados no terço superior, seguido dos terços médio e inferior que, não diferiram entre si.

Já para a área ST, a maior quantidade de N–BM está no terço inferior e médio, que não diferiram entre si, seguido do terço superior que apresentou o menor valor ($1,96 \mu\text{g N g}^{-1}$ solo). No que diz respeito a significativa diferença entre o terço superior dentro da topossequência de cada megaparcela, vê-se que na ST o terço superior apresentou $1,96 \mu\text{g N g}^{-1}$ solo de N–BM, enquanto na área CT temos $4,60 \mu\text{g N g}^{-1}$ solo. Ou seja, um aumento do N–BM de $2,64 \mu\text{g N g}^{-1}$ solo na área CT.

Figura 6. Valores médios para N–BM do solo ($\mu\text{g N/g}$ solo) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcelas dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

Para Figueiredo et al., (2007), em geral, quanto mais conservacionista o sistema (como é o caso do plantio direto + terraços), maior será o acúmulo de N na superfície, imobilizado na biomassa microbiana. Assim, uma maior quantidade de N–BM nas áreas de cultivo é um aspecto de grande relevância, uma vez que, o N imobilizado pelos microrganismos será disponibilizado para as plantas em curto e médio prazo (SOUZA; MELO, 2000).

Pesquisas realizadas por Xu et al., (2010) e Hiltbrunner et al. (2012) relatam que a erosão do solo pode alterar não apenas as propriedades físicas e químicas, mas também as propriedades biológicas, como o N da biomassa microbiana ou a atividade enzimática do solo. Visto que o

tamanho do reservatório N-BM é afetado pelas práticas de manejo agrícola, este pode indicar mudanças precoces na estabilidade do N do solo devido à sua alta sensibilidade às mudanças no ambiente (LI et al., 2018).

Chaplot e Poesen (2012) evidenciaram em seus trabalhos mudanças e redistribuições de uma proporção significativa de matéria orgânica, nutrientes e biomassa microbiana para as partes mais baixas das encostas devido a erosão hídrica. Wang et al (2013) e Bertol et al. (2003) relataram maiores concentrações de N, P e C orgânico realocados perto de áreas de origem e bacias devido as suas declividades (SMITH et al. 2005).

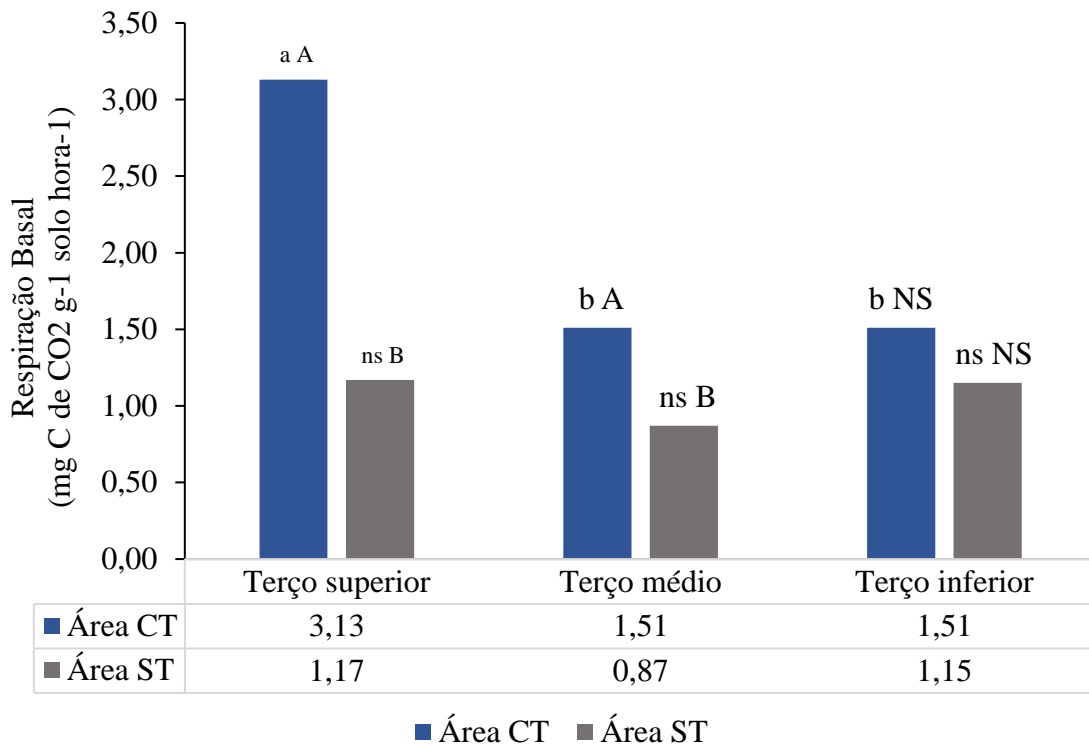
6.2 ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO (AMS)

– Respiração basal (RB) e quociente metabólico (q -CO₂)

Os valores para o atributo biológico do solo RB foram influenciados pela presença dos terraços e diferenças presentes na topossequência das áreas estudadas (Figura 7). Houve uma maior respiração dos microrganismos nas duas áreas (com e sem terraceamento) em seus terços superiores com 3,13 mg C de CO₂ g⁻¹ solo hora⁻¹ (CT) e 1,17 mg C de CO₂ g⁻¹ solo hora⁻¹ (ST).

Para as diferenças de RB dentro da topossequência da área ST, os terços superior, médio e inferior não diferiram estatisticamente entre si, com os seguintes valores: 1,17, 0,87 e 1,15 mg C de CO₂ g⁻¹ solo hora⁻¹, respectivamente. Já para área CT (área com terraceamento) a respiração microbiana apresentou os menores valores dentro dos terços médio e inferior, com 1,51 mg C de CO₂ g⁻¹ solo hora⁻¹, em ambos.

Figura 7. Valores médios para RB do solo (mg C de CO₂ g⁻¹ solo hora⁻¹) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcelas dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

O revolvimento do solo que ocorreu para instalação dos terraços propiciou um aumento da respiração basal, ocasionando uma maior liberação de CO_2 . KUZUYAKOV (2010) observou em seus estudos o mesmo comportamento logo após a aplicação de manejos conservacionistas no solo. No entanto, nos anos posteriores notou uma gradativa incorporação dos resíduos vegetais as áreas estudadas, levando a uma estabilização do solo e redução da atividade biológica.

Segundo Wink e colaboradores (2013), em condições de estresse, os microrganismos derivam uma maior porção de energia para manutenção dos mecanismos celulares, ou seja, há um maior custo de manutenção ou taxa de respiração relativa, em detrimento ao crescimento da biomassa. O que reforça os resultados obtidos nesse trabalho.

Portanto, a diminuição na taxa de respiração pode ser um indicativo de uma maior eficiência da utilização do C pela biomassa microbiana quando os manejos de conservação já estão bem consolidados nas áreas agrícolas (PADILHA et al., 2014). Segundo Vieira et al. (2011), os valores da taxa de respiração basal estão diretamente ligados ao aumento ou redução de C prontamente disponível no solo.

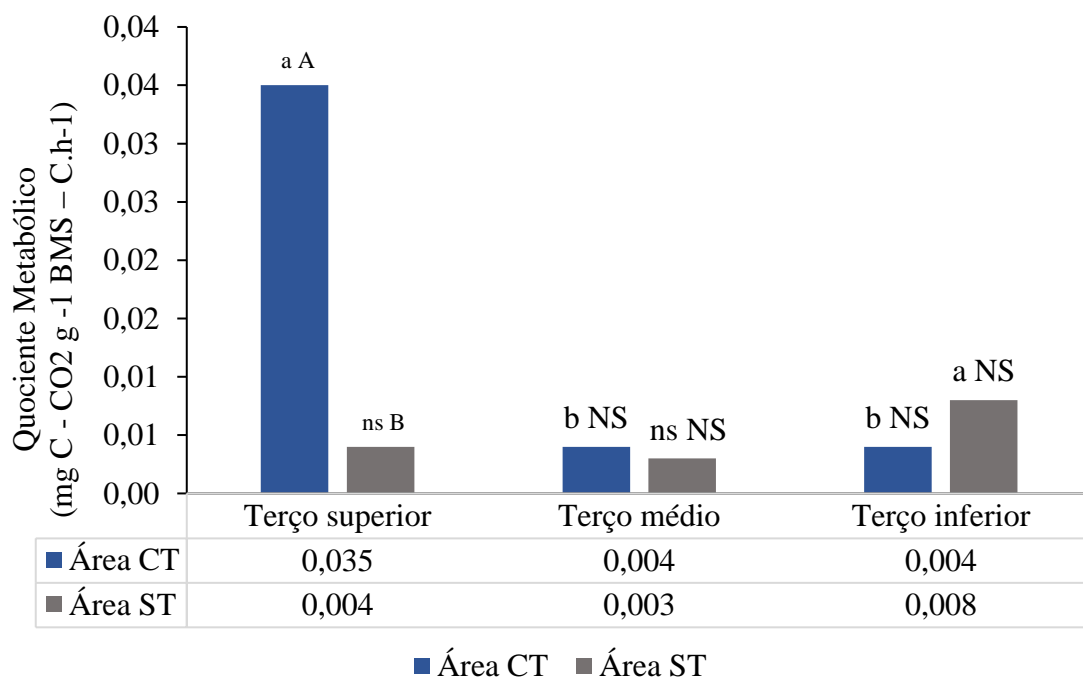
Já uma taxa superior de respiração pode significar, em curto prazo, liberação de nutrientes, considerando que a decomposição do material vegetal poderá disponibilizar

nutrientes para as plantas (REIS JUNIOR e MENDES, 2007). A biodiversidade vegetal estimula a atividade microbiana devido a disponibilidade de substrato para se alimentarem, tornando-se fonte principal de energia para o crescimento dessas populações (PINTO NETO et al., 2014).

O atributo biológico $q\text{CO}_2$ apresentou variabilidade de resposta entre as áreas CT e ST e suas topossequências (Figura 8). Houve um elevado quociente metabólico para o terço superior na área CT ($0,035 \text{ mg C} - \text{CO}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ C} - \text{BM} - \text{h}^{-1}$), seguido dos terços médio e inferior ($0,004 \text{ mg C} - \text{CO}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ C} - \text{BM} - \text{h}^{-1}$) que não deferiram entre si. Já para a parcela ST, a maior média foi encontrada no terço inferior com $0,008 \text{ mg C} - \text{CO}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ C} - \text{BM} - \text{h}^{-1}$, no entanto, os terços superior e médio não apresentaram diferenças estatísticas.

Outro importante ponto a se observar são as expressivas diferenças para o $q\text{CO}_2$ dentro da topossequência da área CT. Os terços médio e inferior são significativamente mais baixos, com o valor de $0,004 \text{ (mg C} - \text{CO}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ C} - \text{BM} \cdot \text{h}^{-1})$, em ambos, quando comparados ao encontrado no terço superior ($0,035 \text{ mg C} - \text{CO}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ C} - \text{BM} - \text{h}^{-1}$).

Figura 8. Valores médios para $q\text{CO}_2$ do solo ($\text{mg C} - \text{CO}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ C} - \text{BM} - \text{h}^{-1}$) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcelas dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

Assim como para os valores de respiração basal, na construção dos terraços, o revolvimento do solo permite o rompimento dos agregados, além de promover maior contato

entre os resíduos vegetais e o solo. Esses fatores estimulam, temporariamente, a microbiota a degradar a matéria orgânica do solo e aumentam a taxa de suas atividades.

Carneiro et al., (2008) avaliando a atividade microbiana de um solo construído após a mineração de bauxita em Minas Gerais, observou que em áreas reabilitadas através de manejos conservacionistas o qCO_2 diminuiu com o passar dos meses, chegando a valores próximos aos obtidos na área referência, mata nativa. Indicando, portanto, que o recobrimento do solo com vegetação melhora as condições fisiológicas do solo para os microrganismos.

Baixos valores de qCO_2 indicam agroecossistemas mais estáveis, proporcionando condições mais favoráveis ao desenvolvimento dos micro-organismos relacionadas ao não revolvimento do solo e à cobertura morta, como menor rompimento de hifas dos fungos, proteção do habitat microbiano, aumento do conteúdo de umidade do solo e condições menos extremas de temperatura (RHOTON, 2000; PEREIRA et al., 2007).

Um exemplo deste efeito é apresentado na área cultivada com fumo em plantio convencional. De acordo com Vezzani e Mielniczuk (2011), no preparo convencional é feito o revolvimento do solo, impondo mudanças drásticas, refletindo a perdas de matéria orgânica e dos agregados mais complexos. O maior qCO_2 nesta área é consequência da elevada atividade microbiana de uma biomassa microbiana baixa, provocada pela presença de um substrato assimilável para que a atividade microbiana se desenvolva (BOHM et al., 2007).

Assim, o atributo qCO_2 constitui-se em uma medida de eficiência da biomassa microbiana na utilização dos substratos (ANDERSON, 2003). Ambas as variáveis, respiração basal e quociente metabólico, permitem avaliar o nível de estresse a que um ecossistema está sendo submetido, sendo possível avaliar a quão benéfica ou danosa é a prática de manejo utilizada.

6.3 GLOMALINA DO SOLO (GS)

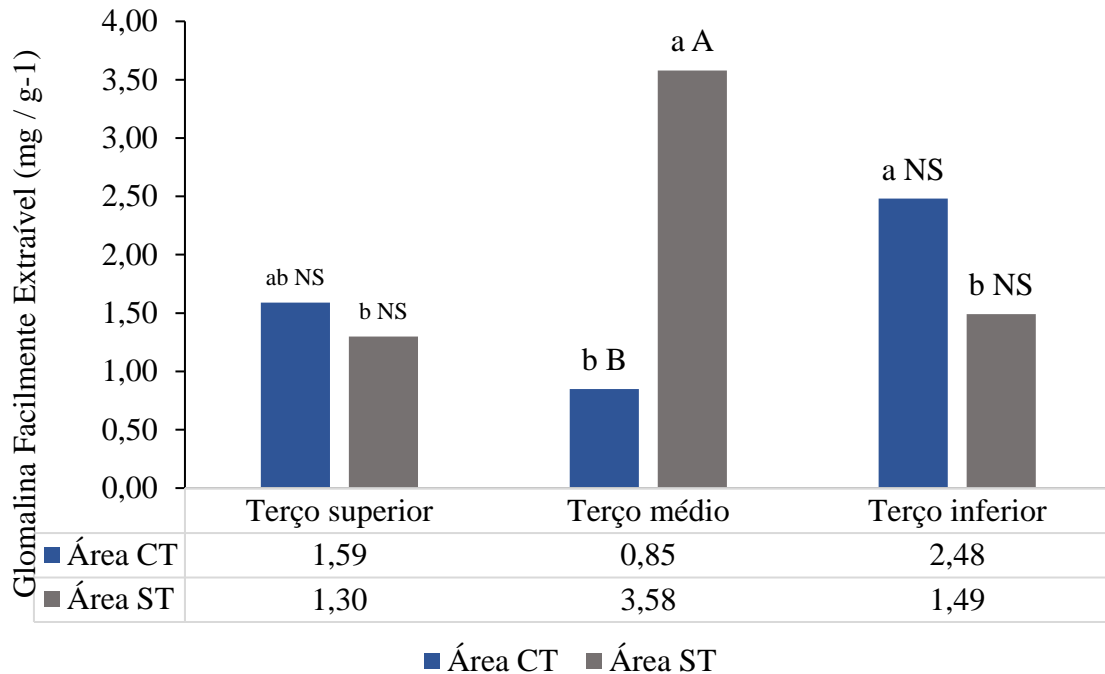
– Glomalina facilmente extraível (GFE)

A glomalina facilmente extraível dos solos amostrados foi maior na área com terraceamento (CT), quando comparada a GFE na ST, com ausência da prática conservacionista. As médias foram maiores com a presença de terraceamento (CT), quando comparada a ausência dos terraços agrícolas, exceto para o terço médio da área ST. Também houve variabilidade significativas nas topossequências das áreas estudadas (Figura 9).

Na área CT, no terço inferior a GFE apresentou o maior valor (2,48 mg. g⁻¹ solo seco), seguido dos terços superior e médio (1,59 e 0,85 mg. g⁻¹ solo seco, respectivamente). Já na área ST, no terço médio se observou o maior valor para GFE (3,58 mg. g⁻¹ solo seco), seguido dos

terços inferior e superior (1,49 e 1,30 mg. g⁻¹ solo seco, respectivamente), que não apresentaram diferenças estatísticas.

Figura 9. Valores médios para GFE do solo (mg. g⁻¹ solo seco) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcelas dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

Segundo Rillig e Mummey (2006), a mudança no uso do solo pode influenciar significativamente na concentração das frações de glomalina em áreas produtivas. Cultivos *in vitro* com esporos de FMA têm demonstrado que a glomalina forma parte das paredes das hifas e esporos, sugerindo que a chegada e permanência dela no solo se deve, principalmente, à liberação produzida pela decomposição de hifas e esporos destes fungos e, em menor grau, devido à exudação desta proteína em seu entorno imediato (MORALES et al., 2005).

Enquanto a glomalina facilmente extraível (GFE) representa depósitos recentes protegidos da degradação, a glomalina total (GT) pode representar a menor porção da matéria orgânica, extremamente persistente no solo. Essa relação indica que a GFE pode ser usada como uma medida simples para avaliar relações entre a estabilidade de agregados e práticas agronômicas (RILLIG et al., 2001).

Em geral, o teor de glomalina está relacionado ao conteúdo de carbono orgânico do solo. Além disso, sua produção é diretamente influenciada pelas características do solo, sistema de uso do solo, tipo de vegetação e práticas de manejo agrícola (SOUSA et al., 2012). Portanto, a

presença de maiores concentrações de GT em áreas sob sistema plantio direto e terraceamento presente no trabalho confirma tais afirmações.

Fatores inerentes ao manejo dos solos também podem influenciar, significativamente, a quantidade de glomalina no solo, tais como: o revolvimento (WRIGHT et al., 1999), que pode acelerar a decomposição da fração orgânica do solo, romper o micélio fúngico, reduzindo a produção de proteína e selecionando espécies de FMAs dominantes em um determinado sistema, as quais possuem baixas taxas de produção da glomalina (PURIN; KLAUBERG FILHO, 2010).

Wright e Upadhyaya (1998) conduziram pesquisas em solos cultivados e não perturbados e observaram que a estabilidade de agregados e a fração de glomalina facilmente extraível (GFE) aumentaram em solo não perturbado.

Nichols e Wright (2005) relataram que em solo com gramíneas nativas continha maiores quantidades de glomalina do que em solo com gramíneas introduzidas, bem como após a mudança dessas terras para pasto, o conteúdo de glomalina era maior do que em solos de pastagem. As estruturas GRSP e suas diferenças dependem do teor de carbono orgânico do solo, bem como da profundidade do solo (WANG et al., 2020).

A fração no solo de GFE está positivamente correlacionada com a quantidade de C e N no solo. Isso significa que o GFE aumenta com o aumento de C e N no solo (FOKROM et al., 2013). Wang et al., 2017 relataram que os maiores GFE (36,8 e 0,53 mg g⁻¹ solo seco) foram observados no uso do solo florestal, enquanto o GT máximo foi observado em sistemas de manejo de terras hortícolas a 0-15 cm de profundidade do solo.

Curaqueo et al., (2010) relataram estreita relação entre GFE e a estabilidade de agregados em água. Segundo os autores a prática de conservação, como o preparo mínimo, melhorou o comprimento significativo das hifas de FMA, as frações de GFE e GT, assim como a estabilidade de agregados, em relação à prática de preparo tradicional. O plantio direto ou mínimo aumenta em 44% o carbono orgânico total do solo em comparação com o preparo convencional.

6.4 ATIVIDADE ENZIMÁTICA DO SOLO (AES)

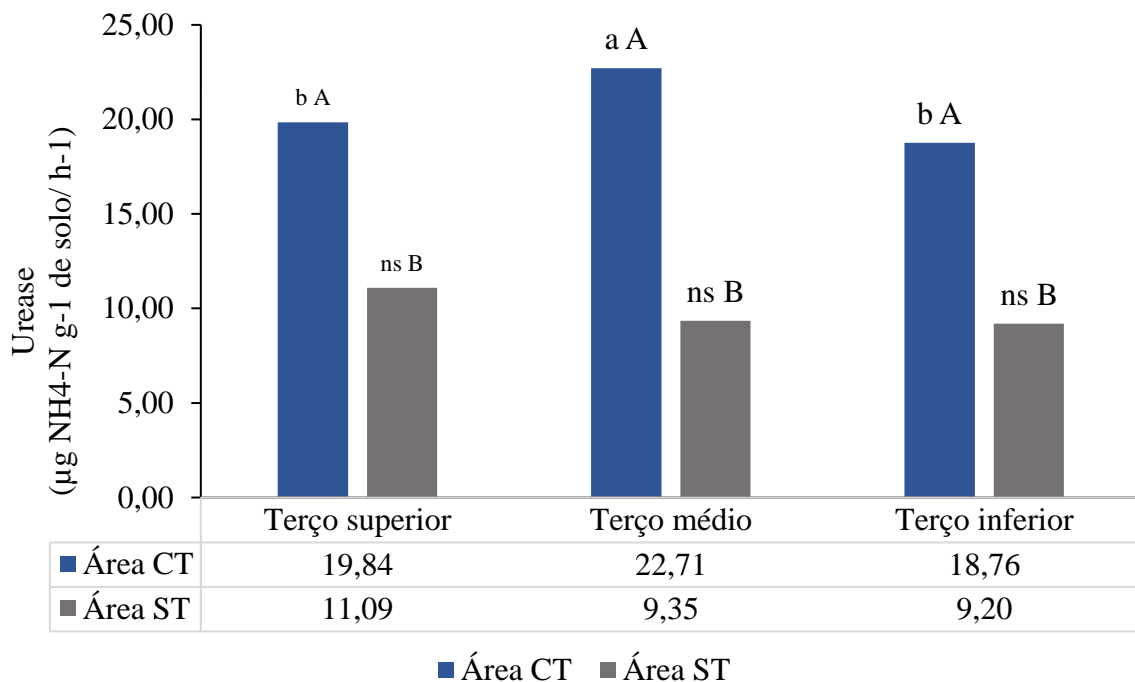
– Urease (U)

Para os valores de atividade da enzima urease (U) no solo houve efeito significativo da presença de terraços, assim como comportamento distinto dentro da topossequência (Figura 10). Verifica-se que a atividade da enzima urease foi maior em área com terraços (CT), quando comparado a área ST. Para as diferenças dentro da topossequência de cada área, tem-se que

para a CT os maiores valores foram encontrados no terço médio, seguidos dos terços superior e inferior, que não diferiram entre si.

Já para a área ST, não houve diferenças estatísticas na quantidade de U para a topossequência ao longo da área. Vê-se que na PST o terço médio apresenta $22,71 \mu\text{g N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ de solo, enquanto na área CT temos $9,35 \mu\text{g N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ de solo. Ou seja, um aumento da enzima urease de $13,36 \mu\text{g N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ de solo.

Figura 10. Valores médios para U do solo ($\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ de solo^V) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcelas dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

A atividade da urease aumenta com adubação orgânica, presença de resíduos vegetais, e diminui com o preparo do solo extensivo e com grandes revolvimentos (CRECCHIO et al., 2004; KIZILKAYA, BAYRAKLI, 2005; MEYER et al., 2015). O que pode explicar o aumento desta enzima em megaparcela com presença de terraços.

A disponibilidade de matéria orgânica e sua facilidade de decomposição são de suma importância como fonte de energia para os microrganismos do solo e conseqüentemente para a produção da enzima urease (LANA et al., 2010). O aumento da matéria orgânica está intimamente ligado com a presença dos terraços que diminuem as perdas dos resíduos vegetais do SPD, por meio do escoamento superficial. Sendo um fator chave para o aumento da enzima.

Se atividade da enzima urease for baixa implica que a produção de N-amoniaco é baixa, podendo deixar um déficit na exigência nutricional das plantas (MELO et al., 2012). Facci et al. (2008) em avaliação da atividade urease, utilizando o método de Tabatabai e Bremner (1972), em diferentes usos de solo em um Latossolo Vermelho eutroférico observou níveis de $2289 \mu\text{g.g}^{-1} 2\text{h}^{-1}$ para a área de mata e 764 e $736 \mu\text{g.g}^{-1} 2\text{h}^{-1}$ para os sistemas de plantio direto e plantio convencional, respectivamente.

Esses valores estão superiores aos encontrados nesse estudo, provavelmente isso se deve a qualidade do solo, visto que os solos da região de estudo são de textura arenosa e areia franca conforme relatado por Santos et al. (2011). A época de coleta das amostras e as condições climáticas também podem ter interferido nos resultados obtidos, de acordo com Longo e Melo (2005).

A atividade da urease pode ser utilizada para avaliar efetivamente as mudanças na qualidade do solo relacionadas ao manejo, uma vez que sua atividade aumenta com a adubação orgânica e diminui com o preparo do solo (MOHAMMADI, 2011; MEYSNER et al., 2006; KONIG et al., 1996).

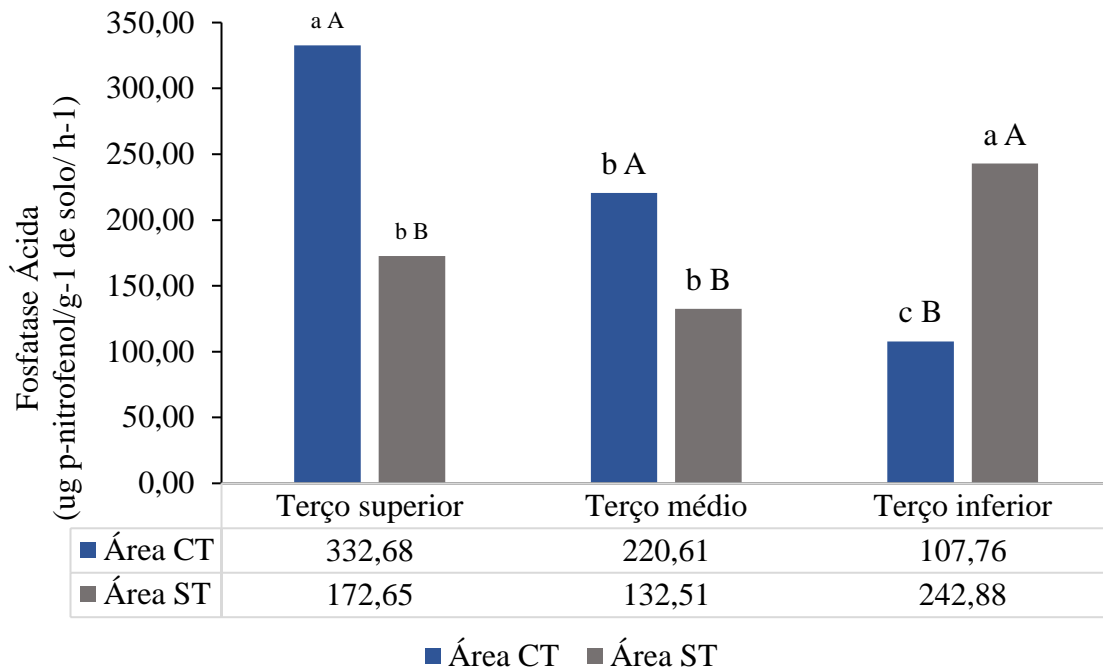
Devido à sua sensibilidade e capacidade de fornecer informações que integram fatores ambientais e ciclagem de N, a atividade da urease pode ser uma ferramenta útil para avaliar a fertilidade do solo. Assim, a análise da sua atividade pode informar os métodos de manejo que melhoram o metabolismo microbiano e a ciclagem de N (ROLDAN et al., 2003).

– Fosfatase ácida (FA)

Os teores de FA do solo foram afetados significativamente pela prática de terraceamento, assim como o comportamento dentro da topossequências das áreas analisadas foi distinto (Figura 11). Assim como para a atividade da enzima U, a enzima FA teve maiores valores em área com terraços (CT), quando comparado a área sem terraço (ST). Para as diferenças dentro da topossequência de cada área, tem-se que para a CT os maiores valores foram encontrados no terço superior, seguidos do terço médio e inferior.

Na área ST, a maior quantidade de FA está presente nos terços superior e inferior, que não diferiram estatisticamente entre si, seguidos do terço médio. No que diz respeito a significativa diferença entre o terço superior dentro da topossequência de cada megaparcela, vê-se que na área CT o terço superior apresenta $332,68$ de FA ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ de solo seco h^{-1}), enquanto na ST temos $172,65$ ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ de solo seco h^{-1}). Ou seja, um aumento da fosfatase ácida de $160,03$ ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ de solo seco h^{-1}) com a presença de terraços agrícolas.

Figura 11. Valores médios para FA do solo ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ de solo seco h^{-1}) amostrado em uma microbacia hidrográfica no Alto Rio Tibagi-PR no ano de 2020.



Letras em minúsculo comparam os terços dentro de cada área e as letras em maiúsculo, comparam as megaparcels dentro de cada terço. Letras diferentes indicam que houve diferença estatística ao utilizar o teste de Tukey ($p < 0,05$). NS - não significativo, CT - com terraço, ST - sem terraço.

Badalucco et al (1992), estudando a mesma enzima, verificou que a sua atividade permaneceu alta e não detectou sua diminuição com o aumento de P no solo. O que pode explicar os altos valores encontrados nesse trabalho para a PCT, assim como para os seus terços que também apresentam maiores valor de P. Diferente dos valores muito baixos verificados na PST. Rheineimer et al (2000) associam isso a alta afinidade do P com os colóides minerais, especialmente os óxidos de ferro e alumínio, que absorvem o P e reduzem o seu efeito inibidor sobre a atividade fosfatase.

A atividade da fosfatase ácida e alcalina aumentou sob várias práticas de manejo do solo, onde foram aplicados fertilizantes orgânicos como resíduos vegetais, esterco, composto orgânicos (CRIQUET et al., 2007; NANNIPIERI et al., 2011). O aumento da atividade da fosfatase associada a solos corrigidos com materiais orgânicos pode ser atribuído à estimulação do crescimento microbiano e ao enriquecimento de matéria orgânica do solo (PIOTROWSKA-DLUGOSZ, WILCZEWSKI, 2014).

Os sistemas de plantio direto e convencional afetam a atividade biológica do solo e a estabilidade dos agregados. Maior atividade da fosfatase ácida foi observada em sistema de plantio direto e preparo reduzido em comparação ao sistema de preparo contínuo em Latossolo Cerrado brasileiro e solo cultivado com arroz (GREEN et al., 2007; PANDEY et al., 2014).

A maior quantidade de P inorgânico assimilado pelas plantas é produzida a partir da mineralização do P orgânico por meio da atividade da fosfatase. As funções da atividade da fosfatase e sua capacidade de detectar rapidamente mudanças no manejo, conforme descrito acima, indicam a importância dessa enzima como indicador biológico da qualidade do solo (SAHA et al, 2008). Mais compreensão dos papéis da fosfatase e melhores formas de otimizar suas atividades em solos manejados organicamente resultarão em melhor conservação do solo, liberação de P e maior sustentabilidade agrícola nos ecossistemas.

Assim, a enzima FA se mostra um indicador confiável da qualidade do solo, pois detecta prontamente as alterações na matéria orgânica do solo causadas pelo preparo do solo. O preparo do solo deve ser reduzido para aumentar a atividade biológica dos solos superficiais, a fim de melhorar os processos de ciclagem de nutrientes como o P e a estrutura do solo (BAUTISTA-CRUZ, ORTIZ-HERNANDEZ, 2015).

7 CONCLUSÕES

1. A implementação dos terraços alterou a qualidade do solo em sistema de plantio direto.
2. A parcela com terraço em sistema plantio direto se apresentou como o melhor tratamento segundo os atributos microbiológicos analisados, aumentando a atividade microbiana e enzimática no solo e, por conseguinte, a qualidade do solo.
3. Houve variabilidade de resposta para os atributos microbiológicos dentro das topossequências das áreas amostradas, sendo as maiores médias encontradas no terço superior para a parcela com terraço e, para a parcela sem terraço, o terço inferior.
4. Atributos biológicos se mostram sensíveis para indicar e diferenciar os manejos nas parcelas com e sem terraço.

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, L. K.; MURPHY, D. V. **Soil biological fertility: A key to sustainable land use in agriculture**. 1 ed. Springer Science & Business Media 2003.
- ABRAMOVAY, R. Alimentos versus população: está ressurgindo o fantasma malthusiano?. **Ciência e Cultura**, v. 62, n. 4, p. 38-42, 2010.
- ACTON, D. F.; GREGORICH, L. J. The health of our soils: toward sustainable agriculture in Canada Centre for Land and Biological Resources Research. **Agriculture and Agri-Food Canada**, v.2, p. 1-10, 1995.
- ADHIKARI, K.; HARTEMINK, A. E. Linking soils to ecosystem services – A global review. **Geoderma**, v. 262, p. 101-111, 2016.
- 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.
- ALTIERI, M. A. **Agroecología: principios y estrategias para diseñar sistemas agrários sustentables**. Buenos Aires. Ediciones Científicas Americanas. p. 49- 56, 2002.
- ANDERS, M. M.; BECK, P. A.; WATKINS, B. K.; GUNTER, S. A.; LUSBY, K. S.; HUBBELL, D. S. Soil aggregates and their associated carbon and nitrogen content in winter annual pastures. **Soil Water Manag. Conserv**, v. 74, p. 1339-1347, 2010.
- 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. Microbial eco-physiological indicators to asses soil quality. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 98, p. 285–293, 2003.
- 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 soil. **Soil Biology & Biochemistry**, v.25, n. 3, p. 393- 395, 1993.
- ANDRADES, T. O.; GANIMI, R. N. Revolução verde e a apropriação capitalista. **CES Revista**, v. 21, p. 43 – 56, 2007.
- APPRILL, A.; MCNALLY, S.; PARSONS, R.; WEBER, L. Minor revision to V4 region SSU rRNA 806R gene primer greatly increases detection of SAR11 bacterioplankton. **Aquat. Microb. Eco**, v. 75, 129-137, 2015.
- ARATANI, R. G. Estudo exploratório dos termos “plantio direto” e “semeadura direta” e suas variações em bases de dados bibliográficas. **Res Soc Dev**, v. 9, n. 8, 2020.
- ARAÚJO, A. S. F.; MELO, W. J. Soil microbial biomass in organic farming system. **Ciência rural**, v. 40, p. 2419-2426, 2010.
- ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo. **Bioscience Journal**, v. 23, n. 3 p. 66-75, 2007.
- AREVALO, J. R; TEJEDOR, M; JIMENEZ, C; REYES-BETANCORT, J. A; DIAZ, F. J. Plant species composition and richness in abandoned agricultural terraces vs. Natural soils on Lanzarote (Canary Islands). **Journal of Arid Environments**, v. 124, p. 165-171, 2016.

COSTA NETO, V.; SANTOS, C.; SIQUEIRA, D.; CARVALHO, L. Atributos microbiológicos do solo em área de pastagem degradada e em áreas reabilitadas sob manejo agroecológico. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE AGROECOLOGIA, 9., 2015, Belém. **Anais [...]** Belém: CBA, 2015. p. 1–5.

AYER, J. E. B.; OLIVETTI, D.; MINCATO, R. L.; SILVA, M. L. N. Erosão hídrica em Latossolos Vermelhos distróficos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 45, n. 2, p. 180–191, 2015.

BADALUCCO, L.; GREGO, S.; DELL'ORCO, S.; NANNIPIERI, P. Effect of liming on some chemical, biochemical, and micobiological properties of acid soils under spruce (*Picea abies* L.). **R Biol. Fertil. Soils**, v. 14, p. 76-83, 1992.

BALEZENTIENE, L. Hydrolases related to C and N cycles and soil fertility amendment: Responses to different management styles of agro-ecosystems. **Polish Journal of Environmental Studies**, v. 21, p. 1153-1159, 2012.

BALOTA, E. L.; CHAVES, J. C. D. 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.

BANERJEE, A.; SANYAL, S.; SEN, S. Soil phosphatase activity of agricultural land: A possible index of soil fertility. **Agricultural Science Research Journals**, v. 2, p. 412-419, 2012.

BARTON, A. et al. Effects of soil conservation measures on erosion rates and crop productivity on subtropical Ultisols in Yunnan Province, China. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 104, n. 2, p. 343–357, 2004.

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.

BERTALANFFY, L. **Teoria Geral dos Sistemas - Fundamentos, desenvolvimento e aplicações**. 5 ed. Petrópolis, RJ: Vozes; 2010.

BERTOL, I.; COGO, N. P.; LEVIEN, R. Erosão hídrica em diferentes preparos do solo logo após as colheitas de milho e trigo, na presença e na ausência dos resíduos culturais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 21, n. 3, p. 409-418, 1997.

BERTOL, I.; MELLO, E. L.; GUADAGNIN, J. C.; ZAPAROLLI, A. L. V.; CARRAFA, M. R. Nutrient losses by water erosion. **Scientia Agricola**, v. 60, p. 581–586, 2003.

BERTOLINI, I.; COGO, N. P. **Terraceamento em sistemas de preparo conservacionistas de solo: um novo conceito**. Lages, NRS-SBCS (Boletim Técnico, 1), p. 41, 1996.

BERTONI, J.; LOMBARDI NETO, F. **Conservação do solo**. 7. ed. São Paulo: Ícone, p. 355, 2010.

BLONSKA, E.; LASOTA, J. Biological and biochemical properties in evaluation of forest soil quality. **Folia Forestalia Polonica**, v. 56, 23-29, 2014.

BOHM, G. M. B.; CASTILHOS, D.; PIGOSSO, G.; TRICHEZ, D.; ROMBALDI, C. V. BOLLIGER, A; NALLA, A; MAGID, J; DE NEERGAARD, A; NALLA, A. D; BOGHANSEN, T. C. Re-examining the glomalin-purity of glomalin-related soil protein fractions

- through immunochemical, lectin-affinity and soil labelling experiments. **Soil Biol. Biochem.**, v. 40, p. 887-893, 2008
- BOLYEN, E. et al. Reproducible, interactive, scalable and extensible microbiome data science using QIIME 2. **Nature Biotechnology**, v. 37, n. 8, p. 852–857, ago. 2019.
- 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, n. 2, p. 248-254, 1976.
- BRONICK, C. J.; LAL, R. Soil structure and management: A review. **Geoderma**, v. 124, p. 3-22, 2005.
- 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 & Biochemistry**, v. 17, p. 837-842, 1985.
- BÜNEMANN, E. K.; BONGIORNO, G; BAI, Z; CREAMER, R. E; DE DEYN, G., DE GOEDE, R; PULLEMAN, M. Soil quality—A critical review. **Soil Biology and Biochemistry**, 120, 105-125, 2018.
- CALEGARI, A; FERRO, M; GRZESTUK, F; JACINTO JUNIOR, L. **Plantio direto e rotação de culturas. Experiência em Latossolo Roxo - 1985-1992**. Curitiba, p. 64, 1992.
- CAPORASO, J. G.; LAUBER, C. L.; WALTERS, W. A.; BERG-LYONS, D.; LOZUPONE, C. A.; TURNBAUGH, P. J.; FIERER, N.; KNIGHT, R. Global patterns of 16S rRNA diversity at a depth of millions of sequences per sample. **Proc. Nacional Acad. Sci.**, v. 108, p. 4516-4522, 2011.
- CARNEIRO, M. A. C.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S.; SOARES, A. L. L. Carbono orgânico, nitrogênio total, biomassa e atividade microbiana do solo em duas cromosequências de reabilitação após mineração de bauxita. **Revista Brasileira da Ciência do Solo**, v.32, p.621-632, 2008.
- CASSOL, E. A; DENARDIN, J. E; KOCHHANN, R. A. **Sistema plantio direto: Evolução e implicações sobre a conservação do solo e da água**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Sol, v. 5, 2007.
- CASTRO FILHO, C.; MUZILLI, O.; PODANOSCHI, A. L. Estabilidade dos agregados e sua relação com o teor de carbono orgânico num latossolo roxo distrófico, em função de sistemas de plantio, rotações de culturas e métodos de preparo das amostras. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 22, n. 3, p. 527–538, 1998.
- CHAPLOT, V.; POESEN J. Sediment, soil organic carbon and runoff delivery at various spatial scales. **Catena**, v. 88, p. 46–56, 2012.
- CHEN, D.; WEI, W.; CHEN, L. D. How can terracing impact on soil moisture variation in China? A meta-analysis. **Agric. Water Manage**, v. 227, 2020.
- COGO, N. P; LEVIEN, R; SCHWARZ, R. A. Perdas de solo e água por erosão hídrica influenciadas por métodos de preparo, classes de declive e níveis de fertilidade do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 27, n. 4, p. 743-753, 2003.
- COLLER, E.; CESTARO, A.; ZANZOTTI, R.; BERTOLDI, D.; PINDO, M.; LARGER, S.; ALBANESE, D.; MESCALCHIN, E.; DONATI, C. Microbiome of vineyard soils is shaped by geography and management. **Microbiome**, v. 140, 2019.

RILLIG, M. C.; WRIGHT, S. F.; NICHOLS, K. A.; WALTER F. S.; MARGARET S. T. Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. **Plant and Soil**, v. 233, p. 167–177, 2001.

COSTA NETO, V.; COSTA NETO, V.; SANTOS, C.; SIQUEIRA, D.; CARVALHO, L. COSTANTINI, E. A. C; BRANQUINHO, C; NUNES, A; SCHWILCH, G; STAVI, I; VALDECANTOS, A; ZUCCA, C. Indicadores de solo para avaliar a eficácia das estratégias de restauração em ecossistemas de terras secas. **Solid Earth**, v. 7, p. 397-414, 2016.

CRECCHIO, C.; CURCI, M.; PIZZIGALLO, M. D.; RICCIUTI, P.; RUGGIERO, P. Effects of municipal solid waste compost amendments on soil enzyme activities and bacterial genetic diversity. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 36, p. 1595-1605, 2004

CRIQUET, S.; BRAUD, A.; NÈBLE, S. Short-term effects of sewage sludge application on phosphatase activities and available p fractions in mediterranean soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 39, p. 921-929, 2007.

CURAQUEO, G.; ACEVEDO, E.; CORNEJO, P.; SEGUEL, A. Tillage effect on soil organic matter, mycorrhizal hyphae and aggregates in a Mediterranean agro-ecosystem. **J. Soil Sci. Plant Nutr.**, v. 10, p. 12-21, 2010.

DE ALMEIDA, W. S.; PANACHUKI, E.; OLIVEIRA, P. T. S.; MENEZES, R. S.; SOBRINHO, T. A.; CARVALHO, D. F. Effect of soil tillage and vegetal cover on soil water infiltration. **Soil and Tillage Research**, v. 175, p. 130–138, 2018.

DEBIASI, H; FRANCHINI, J; CONTE, O; BALBINOT JUNIOR, A; TORRES, E; SARAIVA, O. **Sistemas de preparo do solo: trinta anos de pesquisas na Embrapa Soja**. Londrina: Embrapa Soja; 2013.

DEMETRIO, W. C.; RIBEIRO, R. H.; NADOLNY, H.; BARTZ, M. L. C.; BROWN, G. G. Earthworms in Brazilian no-tillage agriculture: Current status and future challenges. **Eur J Soil Sci**, v. 71, p. 988-1005, 2020.

DENARDIN, J. E.; KOCHHANN, R. A.; FLORES, C. A; FERREIRA, T. N.; CASSOL, E. A.; MONDARDO, A.; SCHWARZ, R. A. **Manejo de enxurrada em sistema plantio direto**. Porto Alegre: Forum Estadual de Solo e Água, p. 78, 2005.

DENARDIN, J. E; KOCHHANN, R. A; FAGANELLO, A; COGO N, P. Agricultura conservacionista no Brasil: Uma análise do conceito à adoção. In: Leite, L. F. C.; Maciel, G. A.; Araújo, A. S. F. **Agricultura conservacionista no Brasil**. Brasília, DF: Embrapa; p. 23-41, 2014.

DENG, S. P.; MOORE, J. M.; TABATABAI, M. A. Characterization of active nitrogen pools in soils under different cropping systems. **Biology & Fertility of Soils**, v. 32, p. 302-309, 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, p. 17-28, 2005.

DERPSCH, R.; SIDIRAS, N.; ROTH, C. H. Results of studies made from 1977 to 1984 to control erosion by cover crops and no-tillage techniques in Paraná, Brazil. **Soil Till Res**, v. 8, p. 253-63, 1986.

- DEUSCHLE, D.; MINELLA, J. P. G.; HÖRBE, T.; LONDERO, A. L.; SCHNEIDER, F. J. A. Erosion and hydrological response in no-tillage subjected to crop rotation intensification in southern Brazil. **Geoderma**, v. 340, 157–163, 2019.
- DICK, R. P.; BREAKWELL, D. P.; TURCO, R. F. Soil enzyme activities and biodiversity as integrative microbiological indicators. **Madison, Soil Science Society of America**, p. 247-272, 1996.
- DIDONÉ, E. J.; MINELLA, J. P. G.; REICHERT, J. M.; MERTEN, G. H.; DALBIANCO, L.; DE BARRROS, C. A. P.; RAMON, R. Impact of no-tillage agricultural systems on sediment yield in two large catchments in Southern Brazil. **Journal of Soils and Sediments**, v. 14, 1287–1297, 2014.
- DORAN, J. H.; SARANTONIO, M.; LIEBIG, M. A. Soil health and sustainability. **Adv. Agron**, p. 1-54, 1996
- DORAN, J.; PARKIN, T. Defining and assessing soil quality. **Soil Science Society of America**, p. 3–21, 1994.
- DOS SANTOS, J. C. N. et al. Effect of dry spells and soil cracking on runoff generation in a semiarid micro watershed under land use change. **Journal of Hydrology**, v. 541, p. 1057–1066, 2016.
- DRIVER, J. D.; HOLBEN, W. E.; RILLIG, M. C. Characterization of glomalin as a hyphal wall component of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biol. Biochem**, v. 37, p. 101-106, 2005.
- BOHM, G. M.; CASTILHOS, D.; PIGOSSO, G.; TRICHEZ, D.; ROMBALDI, C. Efeito do controle de plantas concorrentes na biomassa e atividade microbiana em planossolo cultivado com soja BRS 244RR. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 13, n. 4, p.503-508, 2007.
- EMBRAPA. **Manual de métodos de análise de solo**. Embrapa Solos - Livro técnico. 3 ed, Brasília, DF, 2017.
- EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 5 ed. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2018. 356p.
- FABRIZZI, K. P; RICE, C. W; AMADO, T. J. C; FIORIN, J; BARBAGELATA, P; MELCHIORI, R. Protection of soil organic C and N in temperate and tropical soils: Effect of native and agroecosystems. **Biogeochemist**, v. 92, p. 129-143, 2009.
- FACCI, L.D.; FRETITAS, S.S.; DE MARIA, I.C. Atividade de uréase e microrganismos amonificadores sob diferentes usos de solo. **Anais do FERTBIO**, 2008.
- FEBRAPDP. Federação Brasileira de Plantio direto e Irrigação. Disponível em: <<https://febrapdp.org.br/area-de-pd>>. Acesso em: 06 jan. 2022.
- FERREIRA; E. A. B; RESCK, D. V. S; GOMES, A. C; RAMOS, M. L. G. Dinâmica do carbono da biomassa microbiana em cinco épocas do ano em diferentes sistemas de manejo do solo no cerrado. **Rev. Bras. Ciênc. Solo**, v. 30, n. 2, p. 1625-1635, 2007.
- FIORETTO, A; PAPA, S; CURCIO, E; SORRENTINO, G; FUGGI, A. Enzyme dynamics on decomposing leaf litter of cistus incanus and myrtus communis in a mediterranean ecosystem. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 32, p. 1847-1855, 2000.
- FOKOM, R; TEUGWA, M. C; NANA, W. L; NGONKEU, M. E. L; TCHAMENI, S; NWAGA, D; RILLIG, C. M; AMVAM, Z. P. H. Glomalin, carbon, nitrogen and soil aggregate

stability as affected by land use changes in the humid forest zone in South Cameroon. **Appl. Ecol. Environ. Res.**, v. 11, p. 581-592, 2013.

FORTE, C. T. et al. Coberturas vegetais do solo e manejo de cultivo e suas contribuições para as culturas agrícolas. **Brazilian Journal of Agricultural Sciences**, v. 13, n. 1, p. 1–10, 28 mar. 2018.

FREITAS, P. L; LANDERS, J. N. The Transformation of agriculture in Brazil through development and adoption of zero tillage conservation agriculture. **Int Soil Water Conserv Res**, v. 2, p. 35-46, 2014.

FU, Q; LUO, Y; CHAI, X. Ecological effects and economic benefit of the complex agroforestry systems in low-hilland red soil áreas Chinese. **Journal of Ecology**, v. 14, p. 11-15, 1995.

FUENTES-LLANILLO, R; TELLES, T. S; SOARES JUNIOR, D; MELO, T. R; FRIEDRICH, T; KASSAM, A. Expansion of no-tillage practice in conservation agriculture in Brazil. **Soil Till Res**, v. 208, p. 104-107, 2021.

GAMA-RODRIGUES, E. F; NAIR, P. K. R; NAIR, V. D; GAMA-RODRIGUES, A. C; BALIGAR, V. C; MACHADO, R. C. R. Carbon storage in soil size fractions under two cacao agroforestrysystems in Bahia. **Brazil Environ. Manag**, v. 45, p. 274-283, 2010.

GIANFREDA, L. Enzymes of importance to rhizosphere processes. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 15, p. 283-306, 2015.

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

GRIEBELER, N. P; CARVALHO, D. F. DE; MATOS, A. T. DE. Estimativa do custo de implantação de sistema de terraceamento, utilizando-se o sistema de informações geográficas. estudo de caso: Bacia do Rio Caxangá, PR. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 4, n. 2, p. 299–303, 2000.

GRIFFITHS, B. S; RÖMBKE, J; SCHMELZ, R. M; SCHEFFCZYK, A; FABER, J. H; BLOEM, J; PERES, G; CLUZEAU, D; CHABBI, A; SUHADOLC, M. Selecting cost effective and policy-relevant biological indicators for European monitoring of soil biodiversity and ecosystem function. **Ecol Indic**, v. 69, p. 213-223, 2016.

HARKES, P.; SULEIMAN, A.K.A.; VAN DEN ELSEN, S.J.J.; DE HAAN, J.J.; HOLTERMAN, M.; KURAMAE, E.E.; HELDER, J. Conventional and organic soil management as divergent drivers of resident and active fractions of major soil food web constituents. **Sci. Rep.**, 2019.

HILTBRUNNER, D; SCHULZE, S; HAGEDORN, F; SCHMIDT, M. W. I; ZIMMERMANN, S. Cattle trampling alters soil properties and changes soil microbial communities in a Swiss sub-alpine pasture. **Geoderma**, v. 170, p. 369–377, 2012.

HOFMANN, R. B; et al., Efeito do manejo do solo no carbono da biomassa microbiana. **Revista Brasileira de Pesquisa Animal e Ambiental**, v. 1, n. 1, p. 168 – 178, 2018.

ITAIPU BINACIONAL, FEDERAÇÃO BRASILEIRA DE PLANTIO DIRETO NA PALHA - FEBRAPDP. Metodologia participativa para avaliar a qualidade do plantio direto na bacia hidrográfica do Paraná III. Foz do Iguaçu: Itaipu Binacional, Febrapdp, 2011.

- JAKELAITIS, A.; SILVA, A. A.; SANTOS, J. B.; VIVIAN, R. Qualidade da camada superficial de solo sob mata, pastagem e áreas cultivadas. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 38, n.2, Goiânia, 2008.
- KAI, M; TAKAZUMI, K; ADACHI, H; WASAKI, J; SHINANO, T; OSAKI, M. Cloning and characterization of four phosphate transporter cdnas in tobacco. **Plant Science**, v. 163, p. 837-846, 2002.
- KANDELER, E; GERBER, H. Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. **Biol. Fert. Soils**, 6:68-72, 1988.
- KARLEN, D.L; VEUM, K.S; SUDDUTH, K.A; OBRYCKI, J.F; NUNES, M.R. Soil health assessment: Past accomplishments, current activities, and future opportunities. **Soil Till Res**, v. 195, 2019.
- KEESSTRA, S.D; BOUMA, J; WALLINGA, J; TITTONELL, P; SMITH, P; CERDA, A; MONTANARELLA, L; QUINTON, J.N; PACHEPSKY, Y; VAN DER PUTTEN, W.H; BARDGETT, R.D; MOOLENAAR, S; MOL, G; JANSEN, B; FRESCO, L.O. The significance of soils and soil science towards realization of the United Nations Sustainable Development Goals. **Soil**, v. 2, n. 2, p. 111-128, 2016.
- KIZILKAYA, R; BAYRAKLI, B. Effect of n-enriched sewage sludge on soil enzyme activities. **Applied Soil Ecology**, v. 30, p. 192-202, 2005.
- KONIG, C; KALTVASSER, H; SCHIEGEL, H. The formation of urease after use of other nitrogen sources in hidrogenomonas. **Archives of Microbiology**, v. 53, p. 231-241, 1996.
- KUMMER, L.; BARROS, Y. J.; SCHÄFER, R. F.; FERREIRA, A. T. S.; FREITAS, M. P.; PAULA, R. A.; DIONÍSIO, J. A. **Respiração e biomassa microbiana em solos sob diferentes sistemas de uso**. Curitiba, 2008.
- KUZYAKOV, Y. Sources of CO₂ efflux from soil and review of partitioning methods. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, n. 3, p. 425-448, 2010.
- LAL, R. Agroforestry systems and soil surface management of a tropical alfisol.II: Water runoff, soil-erosion, and nutrient loss. **Agroforestry Systems**, v. 8, 97-111, 1989.
- LE GALL, M; EVRARD, O; DAPOIGNY, A; TIECHER, T; ZAFAR, M; MINELLA, J. P. G; LACEBY, J. P; AYRAULT, S. Tracing sediment sources in a subtropical agricultural catchment of southern Brazil cultivated with conventional and conservation farming practices. **Land Degradation and Development**, v. 28, 1426–1436, 2017.
- LI, Y; CHANG, S. X; TIAN, L; ZHANG, Q. Conservation agriculture practices increase soil microbial biomass carbon and nitrogen in agricultural soils: A global meta-analysis. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 121, p. 50-58, 2018.
- LIANG, B.; MA, C.; FAN, L.; WANG, Y.; YUAN, Y. Compost amendment alters soil fungal community structure of a replanted apple orchard. **Arch. Agron. Soil Sci.**, 2020.
- LIBOHOVA, Z; SEYBOLD, C; WYSOCKI, D; WILLS, S; SCHOENEBERGER, P; WILLIAMS, C; LINDBO, D; STOTT, D; OWENS, P. R. Reevaluating the effects of soil organic matter and other properties on available water-holding capacity using the National cooperative soil survey characterization database. **J Soil Water Conserv**, v. 73, p. 411 – 421, 2018.

- 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, n. 4, p. 697–706, 28 ago. 2015.
- LONDERO, A. L. et al. Impact of broad-based terraces on water and sediment losses in no-till (paired zero-order) catchments in southern Brazil. **Journal of soils and sediments**, v. 18, n. 3, p. 1159–1175, 2018.
- LONDERO, A. L. et al. Quantifying the impact of no-till on runoff in southern Brazil at hillslope and catchment scales. **Hydrological Processes**, v. 35, n. 3, 2021.
- LONGO, R.M; MELO, W.J. Atividade da uréase em Latossolos sob influência da cobertura vegetal e da época de amostragem. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 29, p. 645-650, 2005.
- MAGURNO, F; MALICKA, M; POSTA, K; WOZNIAK, G; LUMINI, E; PIOTROWSKA-SEGET, Z. Glomalin gene as molecular marker for functional diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in soil. **Biol. Fert. Soils**, v. 55, p. 411-417, 2019.
- MARIA, I. C; BERTOL, I; DRUGOWICH, M. I. Práticas conservacionistas do solo e da água. In: Bertol I, Maria IC, Souza LS, editors. **Manual de manejo e conservação do solo e da água**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p.77-87, 2019.
- MATSUOKA, M; MENDES, I; LOUREIRO, M. Microbial biomass and enzyme activities in soils under native vegetation and annual and perennial agricultural systems in primavera do leste region (mt). **Journal of Soil Science**, v. 27, p. 425-433, 2003.
- MAWARDA, P. C. et al. Deliberate introduction of invisible invaders: A critical appraisal of the impact of microbial inoculants on soil microbial communities. **Soil Biology and Biochemistry**, p. 107874, jun. 2020.
- MELERO, S; PORRAS, J. C. R; HERENCIA, J. F; MADEJON, E. Chemical and biochemical properties in a silty loam soil under conventional and organic management. **Soil and Tillage Research**, v.90, p.162-170. 2006.
- MELO, V. F; SCHAEFER, C. E. G. R; UCHÔ, A, S. C. P. Indian land use in the Raposa–Serra do Sol Reserve, Roraima, Amazonia, Brazil: Physical and chemical attributes of a soil developed from mafic rocks under shifting cultivation, **Catena**, v. 80, p. 95-105, 2014.
- MELO, W.J.; MELO, G.M.P.; ADEMIR, S.F.A.; MELO, V.P. Avaliação de atividade enzimática no solo In: FIGUEIREDO, M.V.B.; BURITY, H.A.; OLIVEIRA, J.P.; SANTOS, C.E.R.S.; SATMFORD, N.P. **Biotecnologia aplicada à agricultura**, 2ª ed. Brasília – DF, 2012.
- 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**. (Boletim de Pesquisa da Fundação MT, v. 1), Rondonópolis, p. 98-105. 2017
- MENDES, I.C; SOUZA, L.M; SOUSA, D.M.G; LOPES, A.A.C; REIS JÚNIOR, F.B; LACERDA, M.P.C; MALAQUIAS, J.V. Critical limits for microbial indicators in tropical Oxisols at post-harvest: the FERTBIO soil sample concept. **Appl Soil Ecol.**, v. 139, p. 85-93, 2019.

- MERCANTE, F. M; OTSUBO, A. A; SILVA, R. F; HERNANI, L. C; OLIVEIRA H. **Monitoramento de Parâmetros microbiológicos em áreas manejadas sob plantio direto na Bacia Hidrográfica do Alto Taquari, MS.** Embrapa Agropecuária Oeste, v. 38, 2006.
- MERINO, J. H; ROZAS, L. P; MINELLO, T. J; SHERIDAN, P. F. Effects of marsh terracing on nekton abundance at two locations in Galveston Bay, Texas. **Wetlands**, v. 30, p. 693-704, 2010.
- MEYER, A. H; WOOLDRIDGE, J; DAMES, J. F. Variation in urease and β -glucosidase activities with soil depth and root density in a 'cripp's pink',/m7 apple orchard under conventional and organic management. **South African Journal of Plant and Soil**, v. 32, p. 227-234, 2015.
- MEYSNER, T; SZAJDAK, L; KU, J. Impact of the farming systems on the content of biologically active substances and the forms of nitrogen in the soils. **Agronomy Research**, v. 4, p. 531-542, 2006.
- MILLENNIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT. Millennium Ecosystem Assessment (MA) Ecosystems and Human Well-being: Synthesis Island Press, Washington, DC, 2005.
- MINELLA J. P. G; MERTEN, G. Monitoramento de bacias hidrográficas para identificar fontes de sedimentos em suspensão. **Ciência Rural**, v.41, p. 424-432, 2011.
- MOHAMMADI, K. Soil microbial activity and biomass as influenced by tillage and fertilization in wheat production. American-Eurasian. **Journal Agricultural & Environmental Sciences Deira**, v. 10, p. 330-337, 2011.
- MORALES, A., CASTILLO, C., RUBIO, R., GODOY, R., ROUANET, J.L.; BORIE, F. MUÑOZ-ROJAS, M; ERICKSON, T. E; MARTINI, D; DIXON, K. W; MERRITT, D. J. Soil physicochemical and microbiological indicators of short, medium and long term post-fire recovery in semi-arid ecosystems. **Ecol Indic**, v. 63, p. 14-22, 2016a.
- MUÑOZ-ROJAS, M; ERICKSON, T. E; MARTINI, D; DIXON, K. W; MERRITT, D. J. Merritt Soil quality indicators to assess functionality of restored soils in degraded semiarid ecosystems. **Restor Ecol**, v. 24, p. 43-52, 2016b.
- NANNIPIERI, P; GIAGNONI, L; LANDI, L; RENELLA, G. Role of phosphatase enzymes in soil. Phosphorus in action. **Springer**, 2011
- NANNIPIERI, P; GIANFREDA, L; HUANG, P; SENESI, N; BUFFLE, J. **Kinetics of enzyme reactions in soil environments.** SSSA Book Series, v. 9, p. 449-479, 1998.
- NICHOLS, K. A; WRIGHT, S. Comparison of glomalin and humic acid in eight native US soils. **Soil Sci.**, v. 170, p. 985–997, 2005.
- SEGUEL, A; RUBIO, R; CARRILLO, R; ESPINOSA, A; BORIE, F. Niveles de glomalina en suelos de dos ecosistemas del sur de Chile. **Revista de la ciencia del suelo y nutrición vegetal**, v.5, n.1. p.37-45, 2005.
- NORTHCLIFF, S. Standardization of soil quality attributes. **Agriculture, Ecosystems and the Environment**, v. 88, p. 161-168, 2002.
- NOVARA, A. et al. The Effect of Shallow Tillage on Soil Erosion in a Semi-Arid Vineyard. **Agronomy**, v. 9, n. 5, p. 257, 2019.

- OGLE, S. M. et al. Climate and Soil characteristics Determine Where no-till Management can Store carbon in Soils and Mitigate Greenhouse Gas emissions. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, p. 1–8, 2019.
- OSBORNE, S. L; JOHNSON, J. M. F; JIN, V. L; HAMMERBECK, A. L; VARVEL, G. E; SCHUMACHER, T. E. The impact of corn residue removal on soil aggregates and particulate organic matter. **Bioenergy Research**, v. 7, p. 559-567, 2014.
- PADILHA, K. M.; FREIRE, M. B. G. S.; DUDA, G.P.; SANTOS, U.J.; SILVA, A. O.; SOUZA, E. R. Indicadores biológicos de dois solos com a incorporação de subproduto da agroindústria de café. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v.38 n.5, 2014.
- 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.
- PANKHURST, C; DOUBE, B. M; GUPTA, V. Biological Indicators of Soil Health. **Cab International Wallingford**, 1997.
- PARADA, A. E; NEEDHAM, D. M; FUHRMAN, J. A Cada base importa: Avaliação de primers de rRNA de subunidade pequena para microbiomas marinhos com comunidades simuladas, séries temporais e amostras de campo globais. **Microbiol**, v.18, p. 1403-1414, 2016.
- PEREIRA, A. A.; HUNGRIA, M.; FRANCHINI, J. C.; KASCHUK, G.; CHUEIRE, L. M. DE O.; CAMPO, R. J.; TORRES, E. Variações qualitativas e quantitativas na microbiota do solo e na fixação biológica do nitrogênio sob diferentes manejos com soja. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 1397-1412, 2007.
- PEREIRA, C. P. A pobreza, suas causas e interpretações: destaque ao caso brasileiro. **Revista SER Social**, n. 18, p. 229-252, 2010.
- PINTO NETO, J. N.; ALVARENGA, M. I. N.; CORRÊA, M. P. E.; OLIVEIRA, C. C. Efeito das variáveis ambientais na produção de café em um sistema agroflorestal. **Coffee Science**, v. 9, n. 2, 2014.
- PIOTROWSKA-DLUGOSZ, A; CHARZYNSKI, 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.
- PIOTROWSKA-DLUGOSZ, A; WILCZEWSKI, E. Soil phosphatase activity and phosphorus content as influenced by catch crops cultivated as green manure. **Polish Journal of Environmental Studies**, v. 23, p. 157, 2014.
- PIRES, F. R.; SOUZA, C. M. **Práticas mecânicas de conservação do solo e da água**. 2º ed. Viçosa. 2006. 216p.
- PIRES, L. F; BORGES, J. A. R; ROSA, J. A; COOPER, M; HECK, R. J; PASSONI, S. ROQUE, W. L. Soil structure changes induced by tillage systems. **Soil Till Res**, v. 65, p. 66-79, 2017.
- PRUSKY, F. F. **Conservação de solo e água: Práticas mecânicas para o controle da erosão hídrica**. Viçosa. Ed. UFV. 2009. 279p.
- PURIN, S.; KLAUBERG FILHO, O. Glomalina: nova abordagem para entendermos a biologia dos fungos micorrízicos arbusculares. In: SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J.

- B. N.; TSAI, S. M. (Eds.). **Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil**. Lavras: Ed. UFLA, 2010. 716 p.
- PYLRO, V. S. et al. Brazilian Microbiome Project: Revealing the Unexplored Microbial Diversity-Challenges and Prospects. **Microbial Ecology**, v. 67, n. 2, p. 237–241, 2014.
- RABOT, E; WIESMEIER, M; SCHLÜTER, S; VOGEL, H. J. Soil structure as an indicator of soil functions: a review. **Geoderma**, v. 314, p. 122-137, 2018.
- REIS JUNIOR, F. B.; MENDES, L. C. **Biomassa microbiana do solo**. Embrapa Cerrado, Planaltina. 40 p. 2007.
- REZENDE, L. A.; ASSIS, L. C.; NAHAS, E. Carbon, nitrogen and phosphorous mineralization in two soils amended with distillery yeast. **Biores. Technol.**, v. 94, p. 159-167, 2004.
- RHEINHEIMER, D. S.; FORNARI, M. R.; BASTOS, M. C.; FERNANDES, G.; SANTANNA, M. A.; CALEGARI, A.; CANALLI, L. B. S.; CANER, L.; LABANOWSKI, J.; TIECHER, T. Phosphorus distribution after three decades of diferente soil management and cover crops in subtropical region. **Soil Till Res**, v. 192, p. 33-41, 2019.
- RHEINHEIMER; D. S; ANGHINONI, I; CONTE, E. Fósforo da biomassa microbiana em solos sob diferentes sistemas de manejo. **R. Bras. Ci. Solo**, v. 24, p. 589-597, 2000.
- RHOTON, F. E. Influence of time on soil response to no-tillage practices. **Soil Science Society of America Journal**, v. 64, p. 700-709, 2000.
- RIBEIRO, H; JAIME, P. C; VENTURA, D. **Alimentação e sustentabilidade**. Estud. av, São Paulo, v. 31, n. 89, p. 185-198, 2017.
- RILLIG, M. C.; MUMMEY, D. L. Mycorrhizas and soil structure. **New Phytologist**, v. 171, p. 41-56, 2006.
- RILLIG, M.C., WRIGHT, S.F., NICHOLS, K.A., SCHMIDT, W.F.; TORN, M.S. Large RINOT, O. et al. Soil health assessment: a critical review of current methodologies and a proposed new approach. **Sci. Total Environ.**, p. 1484-1491, 2019.
- ROCHA JUNIOR, P. R; DONAGEMMA, G. K; ANDRADE, F. V; PASSOS, R. R; BALIEIRO, F. E. C; MENDONÇA, E. S; RUIZ, H. Can soil organic carbon pools indicate the degradation levels of pastures in the Atlantic forest biome? **J. Agric. Sci**, v. 6, 84–95, 2014.
- ROJAS, R. V; ACHOURI, M; MAROULIS, J; CAON, L. Healthy soils: a prerequisite for sustainable food security Environment. **Earth Sci**, v. 75, p. 180, 2016.
- ROLDAN, A; CARAVACA, F; HERNANDEZ, M; GARCÍA, C; SANCHEZ-BRITO, C; VELASQUEZ, M; TISCARENO, M. No-tillage, crop residue additions, and legume cover cropping effects on soil quality characteristics under maize in patzcuaro watershed (mexico). **Soil and Tillage Research**, v. 72, p. 65-73, 2003.
- ROSA, M. E. C; OLSZEWSKI, N; MENDONÇA, E. S; COSTA, L. M; CORREIA, J. R. Formas de carbono em latossolo vermelho eutrófico sob plantio direto no sistema biogeográfico do cerrado. **R. Bras. Ci. Solo**, v.27, n.4, p. 911-923, 2003.
- SAHA, S; PRAKASH, V; KUNDU, S; KUMAR, N; MINA, B. L. Soil enzymatic activity as affected by long term application of farm yard manure and mineral fertilizer under a rainfed

- soybean–wheat system in nw himalaya. **European Journal of Soil Biology**, v. 44, p. 309-315, 2008.
- SAHLI, Y. et al. Mapping surface water erosion potential in the Soummam watershed in Northeast Algeria with RUSLE model. **Journal of Mountain Science**, v. 16, n. 7, p. 1606–1615, 2019.
- SALTON, J.C; MIELNICZUK, J; BAYER, C; BOENI, M; CONCEIÇÃO, P. C; FABRÍCIO, A. C; MACEDO, M. C. M; BROCH, D. L. Agregação e estabilidade de agregados do solo em sistemas agropecuários em Mato Grosso do Sul. **R. Bras. Ci. Solo**, v. 32, p. 11-21, 2008.
- SANTOS, U.J.; NOTARO, K.A.; LIMA, J.R. Características físicas de solos cultivados com diferentes culturas no agreste meridional pernambucano In.: XI JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO, 10., 2011, Recife. **Anais [...]** Recife: JEPEX, 2011. p. 1-3.
- SHIMODA, S; KOYANAGI, T. F. Land use alters the plant-derived carbon and nitrogen pools in terraced rice paddies in a mountain village. **Sustainability**, v. 9, 2017.
- SILVA, E.E; DE AZEVEDO, P.H.S; DE-POLLI, H. **Determinação da respiração basal (RBS) e quociente metabólico do solo (qCO₂)**. Embrapa Agrobiologia-Comunicado Técnico (INFOTECA-E), 2007.
- SILVA, S.B. **Análise de Solos**. Belém: Universidade Federal do Pará, p. 152, 2003.
- SILVEIRA, A. de O. Avaliação de metodologias para o monitoramento da qualidade do solo. 2011. 87 f. (Tese - Doutorado) - Curso de Agronomia, Departamento de Departamento de Solos, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre-RS, 2011.
- SIX, J; FREY, S. D; THIET, R. K; BATTEN, K. M. Bacterial and fungal contributions to carbon sequestration in agroecosystems. **Soil Sci. Soc. Am. J**, v. 70, p. 555-569, 2006.
- SMITH S.V; SLEEZER R.O; RENWICK W.H; BUDDEMEIER, R. Fates of eroded soil organic carbon: Mississippi basin case study. **Ecological Applications**, v. 15, p. 1929–1940, 2005.
- SNAKIN, V. V. et al. The system of assessment of soil degradation. **Soil Technology**, v. 8, p. 331–343, 1996.
- SOUZA, E.D; COSTA, S.E.V.G.A; ANGHINONI, I; CARNEIRO, M.A.C; MARTINS, A. P; BAYER, C. Soil quality indicators in a Rhodic Paleudult under long term tillage systems. **Soil & Tillage Research**, v. 139, p. 28-36, 2014.
- SOUZA, W.J.O; MELO, W.J. Teores de nitrogênio no solo e nas frações da matéria orgânica sob diferentes sistemas de produção de milho. **R. Bras. Ci. Solo**, v. 24, p. 885-896, 2000.
- SPARLING, G.P. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon as a sensitive indication of changes in soil organic matter. **Australian Journal of Soil Research**, v.30, n.2, p.195-207, 1992.
- STEVENSON, F. J. **Humus chemistry: Genesis, composition, reactions**. 2.ed. New York, John Wiley & Sons, 1994.
- SULEIMAN, A.K.A; LUPATINI, M; BOLDO, J.T; PEREIRA, M.G; ROESCH, L.F.W. Shifts in soil bacterial community after eight years of land-use change. **Systematic and Applied Microbiology**, v. 36, n. 2, p. 137- 144, 2013.

- TABATABAI, M.A. E BREMNER, J.M. Distribution of total and available sulfur in selected soils and soil profiles. **Agron. J.**, v. 64, p. 40-44, 1972.
- TABATABAI, M.A. SULFUR., R.L., MILLER, R.H. **Methods of soil analysis: Chemical and microbiological properties**. 2.ed. Madison, USA. p. 501- 538, 1982.
- TEIXEIRA, P. C. et al. Manual de métodos de análise de solo. 3. ed. Brasília, DF: Embrapa, 2017. 573 p.
- TELLES, T. S. et al. Soil conservation practices in a watershed in Southern Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 91, n. 3, 2019.
- TERAVEST, D; CARPENTER-BOGGS, L; THIERFELDER, C; REGANOLD, J. P. Crop production and soil water management in conservation agriculture, no-till, and conventional tillage systems in Malawi. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 212, n. 20, p. 285-296, 2015.
- TROMBETTA, L. J et al., Resíduos orgânicos e suas implicações com o carbono orgânico e microbiota do solo e seus potenciais poderosos. **Revista Brasileira de Desenvolvimento**, v. 6, n. 7, p. 43996-44005, 2020.
- VAN ES, H. M; KARLEN, D. L. Reanalysis validates soil health indicator sensitivity and correlation with long-term crop yields. **Soil Sci. Soc. Am. J.**, v. 83, p. 721-732, 2019.
- VANCE, E.D; BROOKES, P.C; JENKINSON, D.S. An extraction method for measuring soil microbial biomass. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 19, n. 6, p.703-707, 1987.
- VÁZQUEZ-BAEZA, Y. et al. EMPeror: A tool for visualizing high-throughput microbial community data. **GigaScience**, v. 2, n. 1, p. 16, nov. 2013.
- VERDOUCQ, L; CZJZECK, M; MORINIERE, J; BEVAN, D. R; ESEN, A. Mutational and structural analysis of aglycone specificity in maize and sorghum β -glucosidases. **Journal of Biological Chemistry**, v. 278, p. 25055-25062, 2003.
- VEZZANI, F. M.; MIELNICZUK, J. Agregação e estoque de carbono em argissolo submetido a diferentes práticas de manejo agrícola. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. Viçosa, v.35, n. 1, 2011.
- VICENTE, L. C; GAMA-RODRIGUES, E. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C.; MARCIANO, R. Organic carbon within soil aggregates under forestry systems and pasture in Southeast region of Brazil. **Catena**, v. 182, p. 104-109, 2019.
- VICTORIA, R. L; PICCOLO, M. C; VARGAS, A. A. T. O ciclo do nitrogênio. In: CARDOSO, E. J. B. N; TSAI, S. M; NEVES, M. C. **Microbiologia do solo**. Campinas, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p. 105-121, 1992.
- VIEIRA, E. A. **A Sustentabilidade da indústria da mineração no Brasil**. Estação Científica (UNIFAP), v. 1, n. 2, p. 01-15, 2011.
- WANG, Q; WANG, W; ZHONG, Z; WANG, H; FU, Y. Variation in glomalin in soil profiles and its association with climatic conditions, shelterbelt characteristics, and soil properties in poplar shelterbelts of Northeast China. **J. Forest. Res.**, v. 31, p. 279–290, 2020.
- WANG, W; ZHONG, Z; WANG, Q; WANG, H; FU, Y; HE, X. Carbon, nutrients in deeper soils, and differently associated with climates and soil properties in vertical profiles. **Scientific Reports**, v. 7, p. 1-13, 2017.

- WEN, B; REN, Q; ZHANG, N. Soil nutrient vertical variance of Hani terraced field in Yuanyang county of Yunnan Province. **Journal of Yunnan Agricultural University**, v. 24, p. 78-93, 2009.
- WINK, C.; REINERT, D. J.; MÜLLER, I.; REICHERT, J. M.; JACOMET, L. A idade das plantações de Eucalyptus sp. influenciando os estoques de carbono. **Ciência Florestal**, v. 23, n. 2, p. 333-343, 2013.
- WRIGHT, S. F.; STARR, J. L.; PALTINEANU, I. C. Changes in aggregate stability and concentration of glomalin during tillage management transition. **Soil Science Society of America Journal**, v. 63, n. 1, p. 1825-1829, 1999.
- WRIGHT, S. F; UPADHYAYA, A. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant Soil**, v. 198, p. 97-107, 1998.
- WRIGHT, SARAH. F; UPADHYAYA, A.M. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant and soil**, v. 198, n. 1, p. 97-107, 1998.
- XU, Q; JIANG, P; WANG, H. Improvement of biochemical and biological properties of eroded red soil by artificial revegetation. **Journal of Soils and Sediments**, v. 10, p. 255–262, 2010.
- YODER, R.E. A Direct Method of Aggregate Analysis of Soils and a Study of the Physical Nature of Erosion Losses. **Agronomy Journal**, v. 28, n. 5, p. 337-351, 1936.
- ZHAO, L. et al. Effect of soil surface roughness on infiltration water, ponding and runoff on tilled soils under rainfall simulation experiments. **Soil and Tillage Research**, v. 179, p. 47–53, 2018.
- ZUO, C. Q; LI, X. Q. Effects of terrace on soil and water conservation in redsoil hilly area. **Bulletin of Soil and Water Conservation**, v. 6, 79-81, 2004.