



UNICESUMAR – UNIVERSIDADE CESUMAR

CENTRO DE CIÊNCIAS EXATAS TECNOLÓGICAS E AGRÁRIAS

CURSO DE GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**INFLUÊNCIA DA RETIRADA DE TERRAÇOS EM ÁREA DE CULTIVO DE CANA-
DE-AÇÚCAR SOBRE OS MICRORGANISMOS DO SOLO**

FABIANA IURK DE SOUZA

MARINGÁ – PR

2024

FABIANA IURK DE SOUZA

**INFLUÊNCIA DA RETIRADA DE TERRAÇOS EM ÁREA DE CULTIVO DE CANA-
DE-AÇÚCAR SOBRE OS MICRORGANISMOS DO SOLO**

Artigo apresentado ao Curso de Graduação em
Agronomia da UNICESUMAR – Universidade
Cesumar como requisito parcial para a obtenção
do título de Bacharela em Agronomia, sob a
orientação do Profa. Dra. Francielli Gasparotto.

MARINGÁ – PR

2024

FOLHA DE APROVAÇÃO

FABIANA IURK DE SOUZA

INFLUÊNCIA DA RETIRADA DE TERRAÇOS EM ÁREA DE CULTIVO DE CANA- DE-AÇÚCAR SOBRE OS MICRORGANISMOS DO SOLO

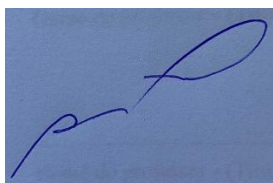
Artigo apresentado ao Curso de Graduação em Agronomia da UNICESUMAR –
Universidade Cesumar como requisito parcial para a obtenção do título de Bacharel(a) em
Agronomia, sob a orientação do Prof. Dr. Francielli Gasparotto.

Aprovado em 21 de novembro de 2024.

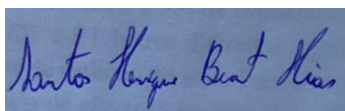
BANCA EXAMINADORA



Profa. Dra. Francielli Gasparotto, Unicesumar



Profa. Dra. Anny Rosi Mannigel, Unicesumar



Prof. Dr. Santos Henrique Brant Dias, Unicesumar

INFLUÊNCIA DA RETIRADA DE TERRAÇOS EM ÁREA DE CULTIVO DE CANA-DE-AÇÚCAR SOBRE OS MICRORGANISMOS DO SOLO

Fabiana Iurk de Souza

RESUMO

A adoção de práticas sustentáveis no manejo do solo contribui para sua preservação, pois mantém a estrutura do solo, conserva a água, reduz os riscos de erosão, flutuações na temperatura, além de melhorar sua qualidade. Assim, objetivou-se avaliar os indicadores microbiológicos do solo em área cultivada com cana-de-açúcar, submetidas ou não ao sistema de terraceamento. A pesquisa foi realizada em Castelo Branco-PR, em uma área dividida em duas megaparcels de 2,0 ha cada, sendo uma com sistema de terraceamento (CT) e a outra sem (ST). Realizou-se uma amostragem de solo com a coleta de 32 pontos distintos por megaparcels, na camada de 0 a 10 cm. As amostras foram transportadas para o laboratório, onde quantificou-se os teores de carbono e nitrogênio da biomassa microbiana, a respiração basal do solo (RBS) e quociente metabólico (qCO_2), assim como a atividade enzimática por meio da enzima fosfatase ácida e da β -Glicosidase. Os resultados foram submetidos ao teste de homogeneidade e à análise de variância, com aplicação do teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. De acordo com os resultados obtidos nas megaparcels CT e ST, houve diferença significativa para o teor carbono de biomassa microbiana (C-BMS), a área CT apresentou maior teor de carbono no solo. Em relação ao nitrogênio, não houve diferença significativa, apenas uma tendência de elevação na área CT. Quanto à RBS, esta foi significativamente maior na CT, enquanto o qCO_2 não apresentou diferença significativa entre as áreas. Além disso, verificou-se maior atividade das enzimas fosfatase ácida e β -glicosidase de forma significativa na megaparcels ST.

Palavras-chave: Biota do solo; Conservação do solo; Sustentabilidade agrícola.

INFLUENCE OF TERRACE REMOVAL IN SUGARCANE CULTIVATION AREAS ON SOIL MICROORGANISMS

ABSTRACT

The adoption of sustainable soil management practices contributes to its preservation by maintaining soil structure, conserving water, reducing erosion risks, temperature fluctuations, and improving soil quality. Thus, the objective was to evaluate soil microbiological indicators in an area cultivated with sugarcane, with or without the use of terracing systems. The research was conducted in Castelo Branco, PR. The area was divided into two megaparcels of 2.0 ha each, where one has a terracing system (CT) and the other does not (ST). Soil sampling was carried out by collecting 32 distinct points per megaplot in the 0–10 cm layer. The samples were transported to the laboratory, where microbial biomass carbon and nitrogen levels, soil basal respiration, and metabolic quotient were quantified, as well as enzymatic activity through the acid phosphatase and β -glucosidase enzymes. The results were subjected to a homogeneity test and analysis of variance using the Scott-Knott test at a 5% probability level. According to the results obtained in the CT and ST megaparcels, there was a significant difference in the SMB-C content, with the CT area showing a higher soil carbon content. For nitrogen, there was no significant difference, only a trend of increase in the CT area. Soil basal respiration (SBR) was significantly higher in CT, while there was no significant difference in qCO_2 between the areas. A significantly higher activity of the acid phosphatase and β -glucosidase enzymes was observed in the ST megaparcels.

Keywords: Agricultural Sustainability; Soil biota; Soil conservation;

1 INTRODUÇÃO

O solo é um recurso natural complexo e heterogêneo, essencial à manutenção do meio ambiente e ecossistemas, é formado a partir de um material semi consolidado oriundo do processo de intemperismo físico, químico e biológico sofrido pelas rochas. Este desempenha funções ecológicas, como o acúmulo da energia solar na forma de matéria orgânica, reciclagem da água e nutrientes, suporte para o crescimento de inúmeras espécies da fauna e flora, regulador dos ciclos de elementos químicos, como carbono, nitrogênio, potássio, enxofre e fósforo, além de ser matéria-prima para artefatos humanos (Anu *et al.*, 2020).

Sarkar *et al.* (2020) apontam que um terço do solo da Terra apresenta condições severas de degradação relacionadas a vários processos, como a intensificação agrícola, a poluição do solo, a erosão, a má gestão de recursos e a desertificação. Neste contexto, quando os atributos físicos, químicos e biológicos do solo são modificados, diz-se que ocorreu a degradação do solo, com perda da capacidade de produção dentro de um ecossistema, podendo ocorrer de forma natural ou a partir da interferência antrópica, por meio de práticas inadequadas de manejo (Bünemann *et al.*, 2018).

A adoção de tecnologias sustentáveis no manejo do solo contribui para sua preservação. O emprego de práticas conservacionistas mantém a estrutura do solo, conserva a água, reduz os riscos de erosão e flutuações na temperatura, além de melhorar a qualidade do solo (Busari *et al.*, 2015). Em geral, as técnicas de conservação do solo podem ser divididas em duas categorias: a conservação biológica e a conservação mecânica.

As técnicas de conservação mecânica têm por objetivo proteger o solo dos impactos causados pela chuva pesada e vento, além de prevenir contra a erosão. Segundo FAO (2020), essas técnicas baseiam-se na modificação da inclinação do solo, influenciam o escoamento superficial e permitem o uso agrícola de encostas íngremes. Exemplos desta técnica incluem o uso de terraços, canais de drenagem e barreiras de pedras/rochas (FAO, 2020).

O terraceamento agrícola é a prática mecânica de controle da erosão mais difundida entre os agricultores brasileiros. Trata-se de uma técnica que visa a distribuição de terraços nas propriedades agrícolas, levando em consideração as características pluviométricas da região, tais como quantidade, duração e intensidade, e as características do relevo, como a rugosidade do terreno, permeabilidade e profundidade do solo. As práticas de manejo agrícola, como plantio direto, plantio convencional e cultivo mínimo também interferem na escolha do terraço (Machado; Wadt, 2017).

Nos últimos anos, tem-se observado a retirada de terraços em áreas produtivas de cana-de-açúcar no estado do Paraná e em outras regiões brasileiras. Essa modificação no manejo do solo pode impactar não apenas as características físicas e químicas, mas também a população microbiana dos solos, implicando na redução da qualidade do solo. Avaliar a qualidade do solo é mais complexo do que avaliar a qualidade do ar e da água, não apenas devido aos constituintes do solo, mas também porque ele pode ser utilizado para uma variedade de propósitos. Os solos geralmente reagem lentamente às mudanças no uso da terra e manejo, dessa forma, torna-se mais difícil detectar mudanças na qualidade do solo antes que ocorram danos mais severos (Bünemann *et al.*, 2018).

Uma alternativa para monitorar essas alterações se dá por meio do acompanhamento dos microrganismos do solo, que são excelentes indicadores microbiológicos da qualidade do solo e podem ser mensurados pelos teores de carbono e nitrogênio da biomassa microbiana, os quais representam a fração viva da matéria orgânica do solo, atuando como um reservatório de nutrientes para as plantas (Perez; Ramos; Mcmanus, 2005). Além disso, podem ser avaliados os parâmetros da respiração basal do solo e quociente metabólico, permitindo avaliar a eficiência do metabolismo dos microrganismos durante a degradação e ciclagem da matéria orgânica (Gonçalves *et al.*, 2019).

Outra alternativa para avaliação da qualidade biológica do solo é por meio da quantificação da atividade enzimática estabelecida entre os microrganismos do solo e as culturas agrícolas, como a cultura da cana-de-açúcar, sendo possível monitorar a atividade das enzimas fosfatase ácida e a β -glicosidade (Cristofari, 2022). As enzimas são reguladoras do catabolismo biológico dos componentes orgânicos e minerais do solo, correspondendo a parte vital do metabolismo da microbiota do solo. Elas estão relacionadas à matéria orgânica e à biomassa microbiana e têm como função ser um excelente indicador de mudanças na qualidade do solo, estando intimamente ligadas às atividades da ciclagem de nutrientes (Araujo; Monteiro, 2007).

O Brasil atualmente é o maior produtor de cana-de-açúcar, deixando o país na liderança mundial em produção de matéria-prima e etanol (Vian, 2022). Segundo a CONAB (2024), a segunda estimativa para a safra de cana-de-açúcar 2024/2025 indica uma diminuição de 3,3% em comparação ao ciclo anterior, com uma produção estimada de 689,8 milhões de toneladas, mantendo, entretanto, o Brasil como líder global na produção de açúcar, apesar dos desafios impostos por condições climáticas menos favoráveis em comparação à safra anterior e pela oferta contínua de biocombustíveis.

Recentemente, a cultura da cana-de-açúcar tem ganhado destaque devido à crescente demanda global por fontes de energia limpa e renovável. Além de ser utilizada para a produção de açúcar para consumo interno e exportação, a cana-de-açúcar desempenha um papel importante na produção de etanol, oferecendo uma alternativa aos combustíveis derivados do petróleo (Gonçalves, 2020). Neste contexto, a gestão adequada das áreas de produção torna-se essencial para preservar a integridade do sistema solo-planta-atmosfera e garantir a eficiência da cultura.

Portanto, é crucial realizar estudos que avaliem as alterações na população de microrganismos do solo resultantes de mudanças nas práticas de manejo, como a remoção de terraços, em áreas agrícolas dedicadas ao cultivo de cana-de-açúcar. Esses estudos são fundamentais para avaliar a saúde do solo, garantir sua qualidade e promover a sustentabilidade da produção agrícola de cana-de-açúcar. Assim, o objetivo deste estudo foi avaliar os indicadores microbiológicos do solo em área cultivada com cana-de-açúcar, submetida ou não ao sistema de terraceamento.

2 DESENVOLVIMENTO

2.1 Área de estudos e amostras

O projeto foi desenvolvido em duas megaparcels instaladas no município de Castelo Branco-PR, localizadas sob as coordenadas geográficas 23°11'27" sul e 52°06'0.16" oeste, onde é cultivada a cana-de-açúcar. Castelo Branco está sob as condições do clima subtropical úmido, com verões quentes, geadas pouco frequentes e chuvas com tendência de concentração nos meses de verão. A precipitação média anual varia entre 1.200 e 1.600 mm, e a temperatura média anual entre 18°C e 22°C (Maack, 2002; Nitsche *et al.*, 2019). A área experimental é composta por duas megaparcels de 2,0 ha cada, sendo: Megaparcels I, que envolve o plantio e colheita mecanizada da cana-de-açúcar sem queima e sem o emprego de práticas mecânicas de controle do escoamento (sem terraços); e Megaparcels II, que abrange plantio e colheita mecanizada da cana-de-açúcar sem queima, associado a práticas mecânicas de controle do escoamento (com terraços em nível).

Realizou-se uma amostragem de solo por meio da coleta de 32 pontos distintos em cada megaparcels, na camada de 0 a 10 cm, totalizando 64 amostras, distribuídas em grid e georreferenciadas. As amostras foram embaladas em sacos plásticos e transportadas para o Laboratório de Análises Agronômicas – AgroLab- UniCesumar, para processamento.

2.2 Avaliação da Biomassa Microbiana do Solo

A biomassa microbiana e sua atividade foram avaliadas por meio dos teores de nitrogênio e de carbono presentes na amostra de solo, determinados segundo Vance *et al.* (1987), através do método de fumigação-extração, no qual ocorre a eliminação da microflora do solo pelo uso de clorofórmio. O carbono e o nitrogênio liberados pela morte dos microrganismos foram determinados por extração química seguida de titulação indireta e leitura em espectrofotômetro.

Inicialmente, foram peneiradas e pesadas 20g de solo, em duplicata, e, em seguida, acondicionadas em béquer. Neste método, as amostras foram divididas em duas categorias: amostras não fumigadas e amostras fumigadas (sem a presença de microrganismos).

As amostras fumigadas foram colocadas em dessecador e, com auxílio de bomba a vácuo, manteve uma atmosfera de clorofórmio, sendo as amostras mantidas no escuro por 18 horas. As amostras não fumigadas também passaram pelo mesmo processo, foram utilizados 50 mL de água para as amostras não fumigadas e a mesma quantidade de clorofórmio para as amostras fumigadas.

Após a incubação, realizou-se a extração total das amostras fumigadas e não fumigadas. Para isso, as amostras foram transferidas para erlenmeyers contendo 80 mL de sulfato de potássio (K_2SO_4) 0,5 M, com pH variando de 6,5 a 6,8, agitadas por 1 hora a 200 rpm, centrifugadas por 8 minutos, filtradas e, após esse processo, os extratos foram armazenados no congelador.

2.2.1 Determinação do carbono da biomassa microbiana

A determinação do carbono da biomassa microbiana foi realizada por meio da titulometria, onde o carbono presente no extrato foi oxidado com o dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) na presença de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4). Para isso, adicionou 8 mls do extrato de dicromato de potássio $0,066 \text{ mol.L}^{-1}$ e 5 mL ácido sulfúrico concentrado em capela, deixando-os resfriar por aproximadamente 30 minutos. Em seguida, adicionou-se 80 ml de ácido orto-fosfórico 6,25% e 3 gotas de difenilamina 1% diluída em ácido sulfúrico concentrado. Após isso, procedeu-se à titulação com sulfato ferroso amoniacal 0,03N padronizado, até coloração verde.

A quantidade de carbono (C) nas amostras fumigadas e não fumigadas foi determinada empregando-se a equação (1):

$$\frac{(V2 - V1) \times N \times 0,003 \times 80 \times 10^6}{8 \times Pss} = (\mu\text{g C/ g solo}) \quad (1)$$

onde:

V2 = volume gasto de sulfato ferroso amoniacal 0,03N na prova em branco

V1 = volume gasto do sulfato ferroso amoniacal 0,03N na amostra

N = normalidade do sulfato ferroso amoniacal 80 = volume do extrato

0,003 = meq do C

8 = alíquota do extrato

Pss = peso do solo seco.

E o carbono da biomassa microbiana foi calculado empregando-se a equação 2, com resultado expresso em μg de C (g de solo seco)⁻¹:

$$C\text{-BMS} = \frac{Cf - Cnf}{Ke} \quad (2)$$

Onde:

Cf = carbono da amostra fumigada

Cnf = carbono da amostra não fumigada

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

2.2.2 Determinação do nitrogênio da biomassa microbiana

A concentração do nitrogênio microbiano no extrato foi determinada pelo método Kjeldahl (Bremner, 1965), por meio de digestão com ácido sulfúrico concentrado e catalisador constituído de sulfato de potássio e sulfato cúprico (10:1), seguindo pela determinação utilizando o método do verde de salicílico, com leitura em espectrofotômetro a 697 nm (Kempers *et al.*, 1986).

Para a digestão sulfúrica, foi adicionado a tubos de ensaio 20 mL dos extratos, 0,15 g de catalisador (sulfato de cobre com sulfato de potássio 1:10) e 1 mL de ácido sulfúrico concentrado. As amostras foram colocadas em um bloco digestor, e a temperatura foi gradativamente elevada de 50 °C em 50 °C, até atingir 350 °C. Após a digestão ser completada, verificada pela mudança de coloração do extrato para verde claro e redução do volume para cerca de 2 mL, as amostras foram retiradas do bloco digestor. O pH foi ajustado entre 3 e 4, com agitação constante em vortex, e o volume final foi completado para 30 mL com água destilada.

Então, para a leitura em espectrofotômetro, foram pipetados 1 mL do extrato (produto obtido após digestão sulfúrica) em tubos de ensaio de 50 mL, e foram adicionados 6 mL de água destilada. Também foram adicionados 1 mL de solução de ácido salicílico 5%, 1 mL de solução de nitroprussinato de sódio 0,1% e 1 mL de solução de NaOCL 0,15%. Os tubos foram agitados

e homogeneizados, esperou-se 60 minutos para realizar a leitura colorimétrica em espectrofotômetro da marca Agilent Cary 60 UV- Vis a 697 nm.

O teor de nitrogênio da biomassa microbiana foi calculado empregando-se a equação 3, e o resultado expresso em μg de N (g de solo seco) ⁻¹:

$$\text{N-BMS} = \text{Nf} - \text{Nnf} / \text{K} \quad (3)$$

Onde:

Nf= nitrogênio da amostra fumigada

Nnf = nitrogênio da amostra não fumigada

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

2.3 Determinação da respiração basal do solo e Quociente metabólico do solo

Para determinação da respiração basal (RBS), pesou-se 25g de solo de cada amostra, em duplicata, em frascos de vidro de 100 mL com tampa hermética. Para cada amostra, foram pipetados 5mL de NaOH 1M em béqueres de polipropileno de 30mL, transferindo-o imediatamente para o interior dos frascos com o solo já pesado. Os frascos foram então fechados com a tampa e vedado com plástico insulfilm para evitar a entrada de CO₂ externo ou fuga do CO₂ produzido internamente. O controle foi obtido através de frascos sem o solo, apenas com o NaOH 1 Mol, ou seja, o branco, seguindo o mesmo protocolo das amostras coletadas.

As amostras e o controle foram incubados entre 28°C e 25°C, em local isento de luminosidade por um período de 7 a 10 dias. Após a incubação, retirou-se os frascos contendo o NaOH e adicionou-se 1mL de cloreto de bário a 10% (m/v) para completa precipitação. Por fim, foram adicionadas 2 gotas de fenolftaleína 1% (m/v) e titulado sob agitação magnética com a solução de HCl a 0,5M anteriormente padronizada. Ao final da titulação, a coloração da solução passou de rosa a incolor.

Após o período experimental, o cálculo da respiração basal foi realizado por meio da equação 4:

$$\text{RBS (mg C de CO}_2\text{ kg}^{-1}\text{ solo hora}^{-1}) = \{[(V_b - V_a) \cdot M \cdot 6 \cdot 1000] / P_s\} / T \quad (4)$$

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; 0,5 M HCl.

P_s (g) = massa de solo seco;

T = tempo de incubação das amostras em horas.

E o quociente metabólico das amostras de solo em tratamento foi determinado por meio da equação 5:

$$qCO_2 \text{ (mgC-CO}_2\text{.g}^{-1}\text{BMS-C.h}^{-1}\text{)} = \frac{\text{RBS(mgC-CO}_2\text{.kg}^{-1}\text{ solo.h}^{-1}\text{)}}{\text{BMS - C (mgC.kg}^{-1}\text{ solo).10}^{-3}} \quad (5)$$

Onde:

qCO_2 = Quociente metabólico do solo;

RBS = respiração basal do solo;

BMS -C = Carbono da biomassa microbiana do solo.

2.4 Determinação da atividade enzimática microbiana

As atividades das enzimas Fosfatase Ácida e β -Glicosidase foram determinadas. As amostras de todos os tratamentos foram analisadas simultaneamente. Para a realização das análises enzimáticas, as amostras foram peneiradas a 2 mm e homogeneizadas novamente para retirada das alíquotas, sendo o solo rapidamente devolvido à refrigeração posteriormente. Cabe salientar que todas as análises foram realizadas sem a secagem das amostras, sendo preferido o método de solo resfriado.

2.4.1 Fosfatase ácida

A atividade da enzima fosfatase ácida foi avaliada adicionando 1,0 g de solo da amostra em erlenmeyer, e então acrescentados 4 mL de tampão MUB (pH 6,5) e 1 mL da solução do substrato (p-nitrofenil fosfato 0,05 M), conforme descrito por Tabatabai (1994). Os frascos foram agitados, tampados com papel alumínio e colocados para incubar por 1 hora a 37° C.

A reação é evidenciada pela produção de p-nitrofenol de coloração amarela após a hidrólise do substrato p-nitrofenol fosfato. Após o período de incubação, os erlenmeyers foram abertos, e a eles foram adicionados 1 mL da solução de cloreto de cálcio ($CaCl_2$ 0,5 M) e 4 mL da solução de hidróxido de sódio (NaOH 0,5 M). Posteriormente, os frascos foram agitados e as amostras filtradas em papel filtro (Whatman N° 1). A leitura da absorbância foi realizada em espectrofotômetro a 410 nm, e a atividade enzimática expressa em μ g p-nitrofenol h-1 g-1 solo, conforme a equação 6.

$$\mu\text{g p-nitrofenol h-1 g-1 solo} = \frac{(A - B) \times F \times D}{M \times MS} \quad (6)$$

A = Absorbância da amostra

B = Absorbância do branco

F = Diluição do método

D = fator de diluição da amostra filtrada

M = Massa do solo úmido

MS = Massa seca do solo

2.4.2 β -Glicosidase

A atividade da enzima β -glicosidase foi avaliada de acordo com Dick *et al.* (1996). Foi adicionado 1 g de solo (<2 mm) em Erlenmeyer de 50 mL, 4 mL de tampão MUB (pH 6,0) e 1 mL de solução de 4-nitrofenil- β -glicosídeo 0,05M. Os frascos foram agitados, tampados com papel alumínio e incubados por 1 hora a 37° C. Após o período de incubação, os erlenmeyers foram abertos e a eles foram adicionados 1 mL da solução de cloreto de cálcio (CaCl₂ 0,5 M) e 4 mL de tampão Tris-Hydroxymethyl-Amino-Metano (THAM) 0,1 M (pH 12). Os frascos foram agitados e, em seguida, realizada a filtração da suspensão de solo em papel filtro (Whatman N° 1). A leitura foi feita em espectrofotômetro a 410 nm, e a atividade enzimática expressa em μ g p-nitrofenol h⁻¹ g⁻¹ solo, conforme equação 6.

2.5 Análise Estatística

Os resultados de cada parâmetro avaliado foram submetidos ao teste de homogeneidade e à análise de variância, verificando-se a significância. As médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Observou-se diferença significativa no teor de C-BMS entre as áreas com terraço e sem terraço. A área com terraço apresentou maior teor de C-BMS, com cerca de 170,54 mg de C kg solo⁻¹, superando mais que o dobro do que os teores detectados na área sem terraço. Em relação ao teor de N-BMS, não houve diferença significativa, apenas uma tendência de elevação na área com terraço (Tabela 1).

Tabela 1 - Valores médios de carbono da biomassa microbiana do solo (mg de C-BMS kg⁻¹ solo) e nitrogênio da biomassa microbiana (mg de N-BMS kg⁻¹ solo) na profundidade de 0-10 cm, sob diferentes sistemas de manejo de solo.

SISTEMA ¹	C-BMS ²	N-BMS
CT	170,54 a	20,23 a
ST	75,64 b	18,58 a
CV%	38,50	43,28

Fonte: Autora, 2024.

¹Sistema: CT- área cultivada com terraço, ST- área cultivada sem terraço.

²Médias seguidas de letras diferentes, entre as linhas, indicam diferenças entre os tratamentos a partir do teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

O valor do C-BMS obtido neste estudo na megaparcela CT é próximo ao encontrado por Andrade (2020), que obteve cerca de 201,42 mg de C kg⁻¹ em seu estudo sobre o cultivo de cana-de-açúcar em comparação com a área de mata. A presença de diferenças nas médias de C-BMS entre os sistemas CT e ST indica maior atividade microbiana e maior potencial de ciclagem de nutrientes na área CT.

O C-BMS é um importante fator que avalia a atividade biológica do solo, refletindo na quantidade de matéria orgânica disponível para o desenvolvimento dos microrganismos (Ferreira *et al.*, 2021). Balota *et al.* (1998) destacam que a quantidade de matéria orgânica e a presença de raízes de plantas estimulam a biomassa microbiana, aumentando assim a população e sua atividade. Isso é importante em locais onde são adotadas práticas de manejo do solo mais adequadas, como a presença de terraços, que ajudam a prevenir a erosão e melhorar a estrutura do solo, criando condições mais adequadas para a atividade microbiana (Spliethoff *et al.*, 2023).

Diferentemente dos resultados de C-BMS, o N-BMS apresentou médias próximas quando comparadas as duas áreas, e os valores verificados neste estudo foram menores que os observados por Evangelista *et al.* (2013), Souza *et al.* (2012) e Vieira, Ramos e Pazianotto (2020), que obtiveram valores superiores a 33 mg de N-BMS kg⁻¹ de solo, de maneira geral, em áreas cultivadas com cana-de-açúcar. A imobilização de N pela biomassa microbiana é um fenômeno temporário, pois à medida que os microrganismos morrem, o N é mineralizado e os nutrientes imobilizados são liberados (Vieira; Ramos; Pazianotto, 2020). Os autores também ressaltam que uma maior quantidade de resíduos vegetais deixados na superfície do solo pode fornecer mais energia, nutrientes e matéria orgânica, promovendo um aumento na atividade microbiana heterotrófica. Isso coincide com os resultados deste estudo, apesar de não haver diferença significativa entre a área CT e ST, observou-se uma tendência de redução na área ST, onde houve fracionamento e incorporação de resíduos no solo com a retirada dos terraços.

Quanto à RBS, houve diferença significativa entre as áreas com terraço e sem terraço, sendo que a respiração foi maior na megaparcela CT. Para o qCO₂, não houve diferença significativa entre as áreas, mas a CT apresentou uma tendência de redução para este parâmetro (Tabela 2).

Tabela 2 - Valores médios de respiração basal do solo (RBS) (mg de C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹) e quociente metabólico (mg qCO₂g⁻¹ CBM h⁻¹) na profundidade de 0-10 cm, sob diferentes sistemas de manejo de solo.

SISTEMA ¹	RBS	qCO ₂
CT	0,463 a	3,44 a
ST	0,325 b	7,09 a
CV%	32,40	41,32

Fonte: Autora, 2024.

¹Sistema: CT- área cultivada com terraço, ST- área cultivada sem terraço.

²Médias seguidas de letras diferentes, entre as linhas, indicam diferenças entre os tratamentos a partir do teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

A RBS é definida como a soma total de todas as funções metabólicas nas quais o CO₂ é produzido via decomposição da matéria orgânica (Oliveira, 2017). Silva *et al.* (2021) explicaram que a produção de CO₂ ocorre no solo e é emitida para a atmosfera quando os microrganismos decompõem os substratos orgânicos para obter energia para seu crescimento e funcionamento. A RBS e o qCO₂ estão associados a emissão de CO₂ advindo da atividade microbiológica do solo, servindo como indicadores biológicos altamente sensíveis às mudanças ambientais resultantes de atividades agrícolas (Oliveira, 2017). Nesse contexto, Miranda *et al.* (2020) explicam que, quando o solo está saudável, ou seja, está funcionando biologicamente bem, os microrganismos liberam CO₂ de forma mais lenta, o que resulta em menores valores de qCO₂.

No estudo realizado por Ferreira (2017), a RBS em área de cana foi de 0,42 mg de C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹, enquanto em área de mata, considera um ambiente mais equilibrado, foi de 0,50 mg de C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹. Quando comparados com este estudo, a RBS da megaparcela CT apresenta valores condizentes com o esperado para a cultura de cana. Ressalta-se que a maior taxa de RBS na área CT está diretamente relacionada com uma maior população microbiana, conforme indicam os valores de C-BMS (Tabelas 1 e 2).

O qCO₂ reflete a relação entre a RBS e o C-BMS, sendo que, geralmente, taxas mais altas para este parâmetro são encontradas em ambientes estressantes, onde a biomassa microbiana precisa de mais CO₂ para sobreviver (Ashraf; Waqas; Rahman, 2022). Esse fato corrobora o observado neste trabalho, no qual o maior valor de qCO₂ foi observado na área ST em relação a área CT. Quando comparados ao estudo de Ferreira (2017), nos quais os valores de qCO₂ foram de 2,26 mg C-CO₂ g⁻¹ CBM h⁻¹ em área de cana, observa-se que a área ST apresenta valores elevados de qCO₂.

Segundo Mercante *et al.* (2008) e Carneiro *et al.* (2009), os resultados demonstraram que a diminuição do qCO₂ está relacionada a uma menor perda de carbono pela respiração. O qCO₂ é um indicador sensível de alterações do ambiente, sendo que a CT é uma área mais

preservada, com um ambiente estável e equilibrado, o que resulta em baixos valores de qCO_2 (Silva *et al.*, 2021).

Além da biomassa e sua respiração, avaliou-se a atividade enzimática nas áreas e verificou-se diferenças significativas entre os valores médios de fosfatase ácida e β -glicosidase nas áreas CT e ST (Tabela 3).

A maior atividade da fosfatase ácida foi encontrada na megaparcela sem terraço (Tabela 3). No estudo de Ferreira (2017), as médias da fosfatase ácida foram de $289,4 \mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ solo seco hora^{-1} em área com plantio de cana-de-açúcar ao longo de todo o ciclo da cultura, valor que se aproxima dos obtidos neste trabalho para a megaparcela CT.

Luo *et al.* (2019) explicam que a atividade da fosfatase está relacionada ao teor da matéria orgânica no solo (MOS), sendo que nos tratamentos com maior quantidade de MOS há um maior estímulo à atividade enzimática da fosfatase ácida. A matéria orgânica é constituída por matéria húmica, carbono presente nos organismos do solo, seus metabólitos, exsudatos de plantas, além do carbono proveniente de resíduos vegetais e animais em diferentes estágios de reserva (Stevenson, 1994).

Tabela 3 - Atividade das enzimas fosfatase ácida ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ solo seco hora^{-1}) e β -glicosidase ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ solo seco hora^{-1}), na profundidade de 0-10 cm.

SISTEMA	FOSFATASE ÁCIDA	β -GLICOSIDASE
CT	272,22 b	46,91 b
ST	445,08 a	57,75 a
CV%	18,14	12,36

Fonte: Autora, 2024.

¹Sistema: CT- área cultivada com terraço, ST- área cultivada sem terraço.

²Os valores seguidos de letras diferentes, entre as linhas, indicam diferenças entre os tratamentos a partir do teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

O aumento na atividade da fosfatase ácida pode ser resultado da maior disponibilidade de fósforo no solo, provenientes do acúmulo de nutrientes liberados durante a decomposição da matéria orgânica, desde a colheita da cana-de-açúcar até coleta do solo (Borowik; Wyszowska, 2016). Esse acúmulo de matéria orgânica pode ser explicado através da retirada do terraço, que promove a incorporação da matéria orgânica ao revolver o solo, aumentando o teor de matéria orgânica (MO) no solo e, consequentemente, o aumento da fosfatase ácida (FA) na megaparcela sem terraço. Isso ocorre porque, na área CT, não houve revolvimento do solo.

Essa enzima desempenha o papel de catalisar a hidrólise de ésteres e anidridos, resultando na produção de ortofosfatos, especialmente quando o solo apresenta baixos teores de fósforo (Balota *et al.*, 2014). A quantidade de fosfatases presente no solo está relacionada à biomassa microbiana, ao uso de fertilizantes químicos e orgânicos, bem como às práticas de manejo do solo (Fernandes *et al.*, 1998).

Da mesma forma, a atividade enzimática da β -glicosidase apresentou uma diferença significativa, com média maior na megaparcela ST. A atividade da β -glicosidase está diretamente relacionada à ciclagem do carbono, sendo responsável pela quebra direta das ligações carbônicas da matéria orgânica. Assim, quanto maior o teor de matéria orgânica maior será a atividade enzimática (Shi *et al.*, 2021; Fuhrmann; Zuberer, 2021).

A β -glicosidase desempenha um papel crucial na fase final da preparação da celulose, sendo responsável pela hidrólise dos resíduos de celobiose, convertendo o açúcar em glicose (Tabatabai, 1994). No entanto, a atividade dessa enzima é influenciada pela qualidade da matéria orgânica presente no solo, assim a presença de materiais com alta relação C/N podem limitar sua produção (Nannipieri *et al.*, 2012). Dessa forma, o baixo valor de β -glicosidase na megaparcela com terraço pode estar relacionada à falta de incorporação do resíduo de cana no solo, resultando em baixa atividade.

Segundo Ferreira (2017), os valores de β -glicosidase obtidos em seu estudo foram de 49,03 $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ solo seco hora⁻¹ em área de cana com sistema de plantio direto, comparado com área de mata que foi de 38,05 $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$ solo seco hora⁻¹. Ou seja, a área de cana apresentou valores mais elevados, podem estar associados a um efeito positivo das plantas de cobertura do solo na atividade enzimática, provavelmente em função da alta biomassa microbiana, onde a β -glicosidase reflete a condição da matéria orgânica e os processos de decomposição em andamento no solo (Tejada *et al.*, 2006)

Destaca-se que os sistemas de cultivo ST e CT provavelmente ainda estão em processo de estabilização, principalmente a área ST. Pois, no momento da montagem das megaparcelas, a adoção do sistema ST envolveu a destruição dos terraços existentes na área e, conseqüentemente, na incorporação da palhada que havia na superfície do solo. Esse processo inicialmente promoveu um aumento na população microbiana, seguido por sua morte. Essa dinâmica influenciou diretamente a atividade enzimática, que se mostrou mais elevada devido à incorporação do material orgânico e ao provável aumento do teor de matéria orgânica na área ST. Enquanto isso, na área CT, a palhada oriunda da colheita da cana sem queima sobre o solo proporcionou o aumento gradual da população microbiana.

4 CONCLUSÃO

Os teores de C-BMS foram significativamente maiores na área CT, assim como a RBS, porém não verificou-se diferenças significativas quanto ao teor de N-BMS e ao qCO_2 , indicando maior presença de microrganismos na área CT e um ambiente mais estável.

Já a atividade das enzimas fosfatase ácida e β -glicosidase foi maior na área ST, provavelmente devido a incorporação da palhada da cana.

Destaca-se que é necessário realizar mais estudos a longo prazo para avaliar as alterações desencadeadas ao longo do tempo pela retirada de terraços de áreas agrícolas. Isso permitirá um entendimento mais abrangente dos impactos das práticas de manejo sobre a saúde do solo e a eficiência dos processos biológicos envolvidos na ciclagem de nutrientes.

REFERÊNCIAS

- ANDRADE, V. S. *et al.* Respiração e biomassa microbiana em área de cultivo de cana-de-açúcar. **Cadernos de Agroecologia**, v. 15, n. 2, 2020.
- ANU, U. A. *et al.* Soil organic matter and its importance for soil health. **Food and Scientific reports**, v. 1, p. 10, 2020.
- ARAÚJO, A. S. F., MONTEIRO, R. T. R. Indicadores Biológicos de Qualidade do Solo. **Bioscience Journal**, v. 23, n. 3, p. 66-75, 2007.
- ASHRAF, M. N.; WAQAS, M.A.; RAHMAN, S. Quociente Metabólico Microbiano é um Indicador Dinâmico da Saúde do Solo: Tendências, Implicações e Perspectivas. *Solo da Eurásia Science*, v.55, p. 1794–1803, 2022. Disponível em: <<https://doi.org/10.1134/S1064229322700119>>. Acesso em: Mar., 2024.
- BALOTA, E. L. Propriedades microbianas do solo de Coyne após aplicação de dejetos de suínos por longo prazo em sistemas de plantio direto e convencional no Brasil. **Science of the Total Environment**, v. 490, p. 397-404, ago. 2014.
- BALOTA, E. L. *et al.* Biomassa microbiana e sua atividade em solos diferentes sistemas de preparo e variedades de culturas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 22, p. 641-649, 1998.
- BOROWIK, A., WYSZKOWSKA, J. Soil moisture as a factor affecting the microbiological and biochemical activity of soil. **Plant, Soil and Environment**, 62(6), 250-255, 2016. Doi: 10.17221/158/2016-PSE
- BREMNER J. M. Total Nitrogen. *Methods of soil analysis Part 2- Chemical and Microbiological Properties, number 9 in the series Agronomy. American Society of Agronomy, Inc., Publisher USA*, p.1149-1178, 1965.
- BÜNEMANN, E. *et al.* Soil quality: A critical review. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 120, p. 105-125, 2018. DOI: 10.1016/j.soilbio.2018.01.030
- BUSARI, M. A. *et al.* Conservation tillage impacts on soil, crop and the environment. **International Soil and Water Conservation Research**, v. 3, n. 2, p. 119-129, 2015. DOI: 10.1016/j.iswcr.2015.05.002.
- CARNEIRO, M. A. C. *et al.* Atributos físicos, químicos e biológicos de solo de cerrado sob diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, n. 1, p. 147-157, 2009.
- CONAB - COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. Acompanhamento da safra brasileira de cana-de-açúcar, Brasília, DF, v. 12, n. 2 agosto 2024.

CRISTOFARI, L. P. *et al.* **Avaliação da atividade biológica em diferentes manejos de áreas de várzea para implantação da cultura da soja.** 2022.

DICK, R. P.; BREACKWELL, D. P. & TURCO, R. F. ***Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrative microbiological indicators.*** In: DORAN, J.W. & JONES, A.J., eds. *Methods for assessing soil quality.* Madison, SSSA, 1996. p.247-271. (SSSA Special Publication, 49)

EVANGELISTA, C. R. *et al.* **Atributos microbiológicos do solo na cultura da cana-de-açúcar sob manejo orgânico e convencional.** *Semina: Ciências Agrárias*, v. 34, n. 4, p. 1549–1562, 2013. Disponível em: <<https://doi.org/10.5433/1679-0359.2013v34n4p1549>>. Acesso em: Mar., 2024.

FAO – FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **NSP - Agriculture and soil biodiversity.** 2020. Disponível em: <<http://www.fao.org/agriculture/crops/thematicsite/soil-biodiversity/agriculture-and-soil-biodiversity/en/>>. Acesso em: Mar., 2024.

FERNANDES, L. A. *et al.* Fósforo e atividade de fosfatase em dois solos sob diferentes condições de uso. **Pesq. Agropec. Bras.**, 33:1159-1170, 1998.

FERREIRA, E. P. B.; STONE, L. F.; MARTIN-DIDONET, C. C. G. População e atividade microbiana do solo em sistema agroecológico de produção 1. **Revista Ciência Agronômica**, v. 48, p. 22-31, 2017.

FERREIRA, M. A. *et al.* Biomassa microbiana e carbono orgânico do solo sob diferentes manejos e sucessão de culturas. **Extensão rural: práticas e pesquisas para o fortalecimento da agricultura familiar-VOLUME 2**, 2(1), 126-138, 2021. **10.37885/210303685**

FUHRMANN, J. J.; ZUBERER, D. A. ***Carbon transformations and soil organic matter formation.*** In: *Principles and Applications of Soil Microbiology.* Elsevier, 2021. p.327-361.

GONÇALVES, Ana Stella Freire. **Emissões de gases de efeito estufa e estoque de carbono em função da calagem e do preparo do solo na cana-de-açúcar.** 2020.

GONÇALVES, V. A. *et al.* Biomassa e atividade microbiana de solo sob diferentes sistemas de plantio e sucessões de culturas. **Revista de Ciências Agrárias Amazonian**, v. 62, p. 1-8, 2019.

KEMPERS, A. J.; ZWEERS, A. ***Ammonium determination in soil extracts by the salicylate method.*** *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, v. 17, n. 7, p. 715-723, 1986.

LUO, J. *et al.* ***Effects of different soil improvement measures on soil physicochemical properties and microbial community structures in mechanically compacted acidified sugarcane field.*** *Acta Agronomica Sinica*, v. 46, n. 4, p. 596-613, 2019.

MAACK, R. **Geografia física do Estado do Paraná**. 3. ed. Curitiba: Imprensa Oficial do Paraná, 2002. MINERAIS DO PARANÁ (MINEROPAR); UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ (UFPR). Atlas geomorfológico do Estado do Paraná - Escala base 1:250.000, modelos reduzidos 1:500.00. Curitiba, 2006. 63p.

MACHADO, A. P.; WADT, S. G. P. **Boas práticas agrícolas: Terraceamento**. Embrapa Acre-Documents (INFOTECA-E), 2017. 9p. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/documents/10180/13599347/ID01.pdf>>. Acesso em: Mar., 2024.

MERCANTE, F. M. *et al.* Biomassa microbiana, em um Argissolo Vermelho, em diferentes coberturas vegetais, em área cultivada com mandioca. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 34, n. 4, p. 479-485, 2008.

MIRANDA, P. H. C. *et al.* Atributos biológicos em diferentes sistemas de manejo do solo no município de Paragominas, Pará. **Brazilian Journal of Development**, 6(9), 72858-72870, 2020.

NANNIPIERI, P. *et al.* Soil enzymology: classical and molecular approaches. *Biology and Fertility of Soils*, v.48, n.7, p.743–762, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s00374-012-0723-0>> Acesso em: Mar., 2024.

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

OLIVEIRA, L. A. *et al.* Fungos Micorrízicos Arbusculares em ambientes aquáticos: o que estamos negligenciando?. *FUNGOS*, 87, 2017.

PEREZ, K. S. S.; RAMOS, M. L. G.; MCMANUS, C. **Nitrogênio da biomassa microbiana em solo cultivado com soja, sob diferentes sistemas de manejo, nos Cerrados**. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 40, n. 2, 2005.

SARKAR, D. *et al.* Low input sustainable agriculture: A viable climate-smart option for boosting food production in a warming world. **Ecological Indicators**, v. 115, 106412, 2020. DOI: 10.1016/j.ecolind.2020.106412.

SHI, W. *et al.* Organic manure rather than phosphorus fertilization primarily determined asymbiotic nitrogen fixation rate and the stability of diazotrophic community in an upland red soil. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 319, p. 107535, 2021. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.agee.2021.107535>>. Acesso em: Mar., 2024.

SILVA, H. S. *et al.* Soil microbial activity in a consortium production system. **Research, Society and Development**. v. 10, n. 14, p. e534101422366, 2021. DOI: 10.33448/rsd-v10i14.22366.

SILVA, M. O. *et al.* 2021. **Qualidade do solo: indicadores biológicos para um manejo sustentável**. *Brazilian Journal of Development*. doi.org/10.34117/bjdv7n1-463.

SOUZA, R. A. *et al.* **Effects of sugarcane harvesting with burning on the chemical and microbiological properties of the soil.** *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 155, p. 1-6, 2012. Disponível em: < <https://doi.org/10.1016/j.agee.2012.03.012>> Acesso em: Mar., 2024.

SPARLING, G. P. & WEST, A. W. *A direct extraction method to estimate soil microbial C: Calibration in situ using microbial respiration and ¹⁴C labeled cells.* **Soil Biol. Biochem.**, 20:337-343, 1988.

SPLIETHOFF, J. *et al.* *Soil microbial properties are improved by the adoption of soil management and conservation practices in no-tillage systems.* **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 47, p. e0230022, 2023.

STEVENSON, F. J. **Humus chemistry: genesis, composition, reactions.** 2nd ed. New York: John Wiley 1994

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. *In*: WEAVER, R. W.; SCOTT, A.; BOTTOMELEY, P. J. *Methods of soil analysis: microbiological and biochemical properties.* 1. ed. Madison: Soil Science Society of America, 1994. p. 7

TEJADA, M. *et al.* *Organic amendment based on fresh and composted beet vinasse: influence on physical, chemical and biological properties and wheat yield.* **Soil Science Society of American Journal**, v. 70, n. 3, p. 900-908, 2006.

VANCE, Eric D.; BROOKES, Peter C.; JENKINSON, David S. *An extraction method for measuring soil microbial biomass C.* **Soil biology and Biochemistry**, v. 19, n. 6, p. 703-707, 1987.

VIAN, Carlos Eduardo Freitas. Séries Históricas. EMBRAPA **Cana-de-açúcar**, 2022. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/pre-producao/socioeconomia/estatisticas/series-historicas>>. Acesso em: Mar., 2024.

VIEIRA, R. F.; RAMOS, N. P.; PAZIANOTTO, R. A. A. *Different amounts of sugarcane trash left on the soil: Effects on microbial and enzymatic indicators in a short-term experiment.* *Soil Use and Management*, v.37, n.3, p. 658–666, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.1111/sum.12584>>. Acesso em: Mar., 2024.