



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA CENTRO DE CIÊNCIAS
AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOSSISTEMAS

Giovanny Alexander Jurado Dávila

Bioindicadores de qualidade do solo em Sistemas Agroflorestais de Sucessão

Florianópolis
2025

Giovanny Alexander Jurado Dávila

Bioindicadores de qualidade do solo em Sistemas Agroflorestais de Sucessão

Dissertação submetida ao Programa de Pós-graduação em Agroecossistemas da Universidade Federal de Santa Catarina como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor em Agroecossistemas

Orientador: Prof. Dr. Paulo Emilio Lovato
Coorientador: Prof. Dr. Ilyas Siddique

Florianópolis
2025

**Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor, através do Programa de
Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.**

Jurado Dávila, Giovanny Alexander

Bioindicadores de qualidade do solo em Sistemas
Agroflorestais de Sucessão / Giovanny Alexander Jurado
Dávila ; orientador, Paulo Emilio Lovato, coorientador,
Ilyas Siddique, 2025.

102 p.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Santa
Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-
Graduação em Agroecossistemas, Florianópolis, 2025.

Inclui referências.

1. Agroecossistemas. 2. Sistemas Agroflorestais. 3.
Indicadores de qualidade do solo. 4. Atividade
microbiológica. 5. Diversidade funcional. I. Lovato, Paulo
Emilio. II. Siddique, Ilyas . III. Universidade Federal de
Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em
Agroecossistemas. IV. Título.

Giovanny Alexander Jurado Dávila

Bioindicadores de qualidade do solo em Sistemas Agroflorestais de Sucessão

O presente trabalho em nível de doutorado foi avaliado e aprovado pela banca examinadora composta pelos seguintes membros:

Fernando Joner, Dr. Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC)

Claudio Roberto Fonseca Sousa, Dr. Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC)

Diego dos Santos, Dr. Universidade Federal da Fronteira Sul (UFFS)

Certificamos que esta é a versão original e final do trabalho de conclusão que foi julgado adequado para obtenção do título de doutor em Agroecossistemas.



Documento assinado digitalmente

Oscar Jose Rover

Data: 01/10/2025 16:38:25-0300

CPF: ***.116.509-**

Verifique as assinaturas em <https://v.ufsc.br>

Prof. Oscar José Rover, Dr. Coordenação do Programa de Pós-Graduação



Documento assinado digitalmente

Paulo Emilio Lovato

Data: 01/10/2025 16:34:45-0300

CPF: ***.027.150-**

Verifique as assinaturas em <https://v.ufsc.br>

Prof. Paulo Emilio Lovato, Dr. Orientador

Florianópolis, 2025

Dedico este trabalho a meus pais e minha irmã, pelo apoio incondicional e pela motivação que sempre foram meu alicerce; aos meus avós, com imensa gratidão pelos que ainda iluminam meu caminho e pela honrosa memória dos que me guiam em espírito; à minha amada companheira, cujo carinho, respeito e incentivo foram fundamentais em cada passo da minha trajetória.

A cada um, meu profundo agradecimento por tornarem esta conquista possível.

AGRADECIMENTOS

Ao Professor Paulo Emílio Lovato, meu orientador e guia, agradeço profundamente pelo apoio, pela paciência e pela constância durante todo o meu processo de formação. O conhecimento construído no tempo que compartilhamos e as experiências vividas permanecerão para sempre gravados em minha memória.

Ao meu coorientador, Ilyas Siddiquie, deixo meu sincero agradecimento pelo tempo dedicado, pelas vivências em campo e pelo incentivo constante, que foram fundamentais para a conclusão desta etapa. Levo comigo minha admiração por seu exemplo profissional e humano.

Aos membros da banca examinadora, professores Fernando Joner, Cláudio Roberto Soares e Diego dos Santos, agradeço pelas valiosas contribuições, correções e sugestões, que certamente enriqueceram este trabalho e meu percurso acadêmico. Agradeço também à coordenação do PPG Agroecossistemas, a toda a equipe do programa e aos profissionais que tornaram possível o acesso aos espaços e recursos da instituição.

É sabido também que a ciência se constrói coletivamente, e por isso quero deixar meus especiais agradecimentos aos colegas e companheiros de jornada: Ana Flavia Neri, Leonardo Giovanetti, Edenilson Meyer, Letícia Filipini, Lucas Dupont, Talita Trapp, cujo apoio e acolhida tornaram a convivência diária mais leve e significativa. Meu reconhecimento também se estende aos bolsistas Vitória Alves, Juliano Machado, Douglas Zin, Maria Luíza e Bianca Filter, bem como a toda a equipe do NEPEA, pela colaboração e aprendizado compartilhado. Ao Alan Batistão, técnico do Laboratório de Solos, agradeço pela orientação precisa e pelo acompanhamento sempre solícito.

Aos professores do PPGA, pela qualidade do ensino e pela dedicação incansável; aos colegas e amigos com quem tive a oportunidade de compartilhar momentos e conhecimentos durante esta jornada formativa.

À minha família, que, mesmo na distância, soube se fazer presente, apoiando e encurtando caminhos com afeto; e à minha companheira, pelo amor, pela parceria e por toda a cumplicidade nesta experiência única e transformadora. Reconheço que foi um processo longo e complexo, difícil de resumir em poucas palavras, mas repleto de aprendizados e motivos para agradecer.

Agradeço à CAPES, pelo essencial suporte financeiro por meio da bolsa de doutorado, que viabilizou minha dedicação integral a esta pesquisa.

Gracias totales!

RESUMO

Atributos biológicos do solo podem ser indicadores de processos resultantes de perturbações de atividades no ecossistema, contribuindo para prever a qualidade do solo e do sistema. Na agricultura, indicadores biológicos permitem medir interações ecossistêmicas, auxiliando no entendimento dos agroecossistemas. Este trabalho teve dois objetivos: (i) avaliar a qualidade do solo usando indicadores biológicos em uma cronosequência de três sistemas agroflorestais (SAFs) em diferentes estágios sucessionais; e (ii) analisar se os teores de nitrogênio foliar em um desses sistemas, afetam a qualidade do solo. A hipótese geral é que a qualidade do solo, medida por bioindicadores, aumenta ao longo da cronosequência em função do incremento na diversidade de espécies propiciado pela sucessão ecológica. Paralelamente, testou-se a hipótese de que a riqueza de espécies e o N foliar influenciam positivamente a qualidade do solo. Foram avaliados três SAFs, implantados na Fazenda Experimental da Ressaca, Florianópolis, SC, compostos por uma linha central de espécies arbóreas nativas e linhas laterais de espécies gramíneas perenes, ao cada lado da linha central, chamadas de adubadeiras. Os SAFs foram implantados em 2016, 2019 e 2021, representando estágios sucessionais diferentes, com distintas riquezas de espécies e diversidade funcional. Cada SAF foi implantado em parcelas de 9 x 9 m, com três repetições por bloco e três blocos por sistema, em delineamento de blocos completos ao acaso. No estudo do nitrogênio foliar, no sistema de 2016, estabeleceram-se três tratamentos baseados no teor de nitrogênio foliar (alto, médio e baixo) da composição vegetal, totalizando três parcelas por bloco. Os indicadores microbiológicos analisados foram: carbono da biomassa microbiana (CMB), nitrogênio da biomassa microbiana (BMS-N), respiração basal do solo (RBS), hidrólise do diacetato de fluoresceína (DAF) e atividade enzimática da arilsulfatase, β -glucosidase, fosfatase ácida. As amostras de solo foram coletadas na camada (0-10 cm) na faixa (espécies arbóreas) e na faixa (espécies adubadeiras), nos primeiros 15 dias de cada estação do ano. A atividade microbiana do solo foi mais intensa nas estações intermediárias, como o outono, indicando maior decomposição da matéria orgânica devido ao acúmulo de biomassa nos SAFs. Este fenômeno é relacionado com a diversidade funcional das espécies vegetais; diferentes tipos de plantas contribuem com materiais orgânicos variados como folhas, raízes, galhos, que variam em qualidade e quantidade, afetando a ciclagem de nutrientes e a disponibilidade de substratos para os microrganismos. Os resultados indicam que a diversidade de espécies florestais nos SAFs pode afetar os indicadores de qualidade do solo, acompanhando o estado do ecossistema e sua atividade microbiológica. Conclui-se que a diversidade de espécies vegetais em SAF gera uma estabilidade no agroecossistema, a qual é mostrada pelos bioindicadores do solo, permitindo acompanhar o estado do sistema e permitindo a tomada de decisões sobre o manejo do sistema.

Palavras-chave: agroecossistema; cronosequência; indicadores de qualidade do solo; atividade enzimática; diversidade funcional.

ABSTRACT

Title: Soil Quality Biological Indicators in Successional Agroforestry Systems

Biological soil attributes can be indicators of processes resulting from disturbances in the ecosystem, constituting important variables for predicting soil and system quality. In agriculture, biological indicators enable the measurement of ecosystem interactions, facilitating a deeper understanding of agroecosystems. This work had two objectives: (i) to evaluate soil quality using biological indicators along a chronosequence of three Agroforestry Systems (AFSs) at different successional stages; and (ii) to analyze whether foliar nitrogen contents in one of these systems affect soil quality. The general hypothesis is that soil quality, as measured by bioindicators, increases along the chronosequence due to the increase in species diversity resulting from ecological succession. In parallel, the hypothesis that species richness and foliar N affect soil quality was tested. Three AFSs, implemented at the Ressaca Experimental Farm, Florianópolis, SC, were evaluated. They had a central line of native tree species and lateral lines, on each side of the central one, called fertilizing species, consisting of perennial grass species incorporated into the same system. The AFSs were implemented in 2016, 2019, and 2021, representing different successional stages with varying species richness and functional diversity. Each AFS was implemented in 9 x 9 m plots, with three replicates per block and three blocks per system, in a randomized complete block design. In the foliar nitrogen study, within the 2016 system, three treatments based on foliar nitrogen content (high, medium, and low) were established. The treatments were distributed randomly within each block, totaling three plots per block. The microbiological indicators analyzed were: microbial biomass carbon (MBC), microbial biomass nitrogen (MBN), soil basal respiration (SBR), fluorescein diacetate hydrolysis (FDA), and enzymatic activity of arylsulfatase, β -glucosidase, and acid phosphatase. Soil samples were collected from the top layer (0-10 cm) in the tree species strip and in the fertilizer species strip, during the first 15 days of each season for one year. Soil microbial activity was more intense in intermediate seasons, such as autumn, indicating greater decomposition of organic matter due to biomass accumulation. This phenomenon is related to the functional diversity of plant species, as different types of plants contribute varied organic materials such as leaves, roots, and branches, which can vary in quality and quantity, favoring nutrient cycling and substrate availability for microorganisms. The results indicate that the diversity of forest species in AFSs affects soil quality indicators, reflecting the state of the ecosystem and its microbiological activity. It is concluded that plant species diversity in AFSs generates stability in the agroecosystem, which is shown by soil bioindicators, allowing the monitoring of the system's state and enabling decision-making in the system management

Keywords: agroecosystem; chronosequence; soil quality indicators; enzyme activity; functional diversity.

¹ Dávila, GAJ. 2023. Assessment of the consequence using soil quality bioindicators in Succession Agroforestry Systems. PhD thesis, Federal University of Santa Catarina, Florianópolis, Brazil.

LISTA DE FIGURAS

Fig. 1 – Modelo conceitual da evolução temporal do sistema agroflorestal de sucessão (Adaptado de Santos. D, 2019)	13
Fig. 2 – Mapa de Florianópolis e localização da Fazenda Experimental da Ressacada.....	33
Fig. 3 – Área de estudo - Sistemas Agroflorestais, fazenda experimental da Ressacada. SAF científico (implantado em 2016), SAF Didático (implantado entre 2019 e 2021) e SAF Pousio (implantado em 2022)	34
Fig. 4 – Divisão por faixas (linha central com espécies arbóreas e laterais gramíneas perenes) dentro do bloco nos Sistemas Agroflorestais.....	35
Fig. 5 – Distribuição espacial dos blocos por cada SAF.....	36
Fig. 6 – Amostragem de solo na parcela dos Sistemas Agroflorestais.....	37
Fig. 7 – Carbono da biomassa microbiana (CBM) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação (A), CBM dos três sistemas agroflorestais nas estações do ano (B) e CBM nas faixas com espécies arbóreas (linha central) e faixas com espécies gramíneas perenes (linha adubadeiras) (C). Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)	44
Fig. 8 – Nitrogênio da biomassa microbiana do solo (BMS-N) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação (A), BMS-N dos três sistemas agroflorestais nas estações do ano (B) e BMS-N nas faixas com espécies arbóreas (linha central) e faixas com espécies gramíneas perenes (linha adubadeiras) (C). Médias seguidas pelas mesmas letras, nas linhas, para o mesmo parâmetro avaliado, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)	45
Fig. 9 - Respiração basal do solo (RBS) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação nas estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras, nas linhas, para o mesmo parâmetro avaliado, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)	46
Fig. 10 – Atividade enzimática da B-glucosidase, fosfatase acida, arisulfatase e DAF nos três sistemas agroflorestais de um, quatro e seis anos de implantação. Médias seguidas pelas mesmas letras, para a mesma variável, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)	48
Fig. 11 – Hidrolise do DAF nos três sistemas agroflorestais de um, quatro e seis anos de implantação. Médias seguidas pelas mesmas letras, para a mesma variável, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)	48
Fig. 12 - Atividade enzimática nas quatro estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).....	49

Fig. 13 - Hidrolise do DAF nas quatro estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras, para a mesma variável, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$).....	49
Fig. 14 – Mapa de Florianópolis e localização da Fazenda Experimental da Ressacada.....	74
Fig. 15 – Divisão por faixas (linha central com espécies arbóreas e laterais gramíneas perenes) dentro da parcela de sistema agroflorestal, na Fazenda Experimental da Ressacada, Florianópolis.....	75
Fig. 16 – Área de estudo - Sistema Agroflorestal, fazenda experimental da Ressacada.....	75
Fig. 17 – Amostragem de solo na parcela do SAF de sucessão na Fazenda Experimental da Ressacada, Florianópolis.....	76
Fig. 18 – Carbono da biomassa microbiana do solo em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas tendo diferentes teores de nitrogênio foliar. A) Tratamentos de N-foliar das plantas; B) nas quatro estações do ano; C) Tratamentos de linha central e linha adubadeiras. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$)	82
Fig. 19 – Nitrogênio da biomassa microbiana do solo em sistemas agroflorestais com consórcio de plantas tendo diferentes teores de nitrogênio foliar, nas quatro estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$)	83
Fig. 20 – Respiração basal do solo em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas tendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$)	83
Fig. 21 – Atividade enzimática em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas tendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$)	85
Figura 22. Hidrolise do DAF em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas tendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$).....	85

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Espécies vegetais, segundo o hábito de crescimento e localização na linha central de árvores (LC) ou entrelinhas com plantas herbáceas adubadeiras (EL) em três Sistemas Agroflorestais denominados. SAF científico (SC) de seis anos de condução, SAF didático (SD), quatro anos de condução) e SAF pousio (SP) de ano de condução). PA =Pseudoarbusto; HB = Herbáceo Basal; HE = Herbáceo ereto; Arb = Arbóreo.....	12
Tabela 2. pH do solo nas estações em Sistemas Agroflorestais (SAF) com um, quatro e seis anos de implantação.....	42
Tabela 3. pH do solo das entrelinhas (EL) com espécies adubadeiras e linhas centrais (LC) com espécies arbóreas em Sistemas Agroflorestais (SAF) com um, quatro e seis anos de implantação.....	43
Tabela 4. Quociente metabólico das estações do ano em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação.....	47
Tabela 5. Quociente metabólico das entrelinhas (EL) com espécies adubadeiras e Linhas Centrais (LC) com espécies arbóreas em Sistemas Agroflorestais (SAF) com um, quatro e seis anos de implantação.....	47
Tabela 6. Dados meteorológicos dos anos 2022 e 2023, distribuídos nas estações do ano avaliadas.....	68
Tabela 7. Espécies vegetais, segundo o hábito de crescimento, teor de nitrogênio foliar (NF) e localização na linha central de árvores (LC) ou entrelinhas com plantas herbáceas adubadeiras (EL) em sistemas agroflorestais composto por plantas com alto (SAF-A), médio (SAF-M) ou baixo (SAF-B) teores de NF. PA =Pseudoarbusto; HB = Herbáceo Basal; HE = Herbáceo ereto; Arb = Arbóreo.....	73
Tabela 8 - pH do solo nas estações em Sistemas Agroflorestais (SAF) com diferentes teores de nitrogênio foliar.....	81
Tabela 9 - Quociente metabólico em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas tendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano.....	84
Tabela 10. Dados meteorológicos dos anos 2022 e 2023, distribuídos nas estações do ano avaliadas.....	98

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

DF – Diversidade Funcional

SAF – Sistema agroflorestal

SAFs – Sistemas agroflorestais

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

CBM – Carbono da biomassa microbiana

BMS-N – Nitrogênio da biomassa microbiana

RBS – Respiração basal do solo

DAF – Diacetato de fluoresceína

N-Foliar – Nitrogênio foliar

qCO₂ – Quociente Metabólico

TABELA DE CONTEUDO

1 APRESENTAÇÃO	12
2 ESTRUTURA DA TESE	15
3 INTRODUÇÃO GERAL	16
4 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	17
4.1 SISTEMAS AGROFLORESTAIS (SAF)	17
4.2 DIVERSIDADE FUNCIONAL	19
4.3 INDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO	20
4.3.1 BIOINDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO	20
4.3.1.1 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (CBM)	21
4.3.1.2 NITROGENIO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMSN)	22
4.3.2 RESPIRAÇÃO BASAL DO SOLO (RBS)	23
4.3.2.1 QUOCIENTE METABÓLICO (qCO ₂)	23
4.3.3 ENZIMAS DO SOLO	24
4.3.3.1 β-GLUCOSIDASE	25
4.3.3.2 FOSFATASES	26
4.3.3.3 ARILSULFATASE	27
4.3.3.4 DIACETATO DE FLUORESCEÍNA (DAF)	27
5 HIPÓTESES	29
6 OBJETIVOS	29
6.1 OBJETIVO GERAL	29
6.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	29
7 CAPÍTULO I - Bioindicadores de qualidade do solo em uma cronosequência de três	
Sistemas Agroflorestais de Sucessão	30
7.1 ABSTRACT	31
7.2 INTRODUÇÃO	32
8 MATERIAIS E MÉTODOS	33
8.1 LOCAL E DELINEAMENTO DOS SISTEMAS AGROFLORESTAIS	33
8.2 COLETA DO SOLO	37
8.3 ANÁLISES DE LABORATÓRIO	37
8.3.1 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-C)	37
8.3.2 NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-N)	38

8.3.3 RESPIRAÇÃO BASAL MICROBIANA (RBS) E QUOCIENTE METABÓLICO DO SOLO (qCO ₂)	39
8.3.4 ATIVIDADE DA β-GLUCOSIDASE	39
8.3.5 ATIVIDADE DA FOSFATASE ÁCIDA	40
8.3.6 ATIVIDADE DA ARILSULFATASE	41
8.3.7 HIDRÓLISE DO DAF	41
9 RESULTADOS	42
9.1 pH do Solo	42
9.2 Carbono da biomassa microbiana (CBM)	43
9.3 Nitrogênio da biomassa microbiana (BMS-N)	44
9.4 Respiração Basal (RBS)	45
9.5 Quociente metabólico (qCO ₂)	46
9.6 Atividade Enzimática do Solo	47
10 DISCUSSÃO	49
10.1 Carbono e Nitrogênio da biomassa microbiana	49
10.2 Respiração basal do solo, e quociente metabólico	51
10.3 Atividade enzimática: Arisulfatase, β-glucosidase, Fosfatase acida e DAF	53
11 CONCLUSÕES	54
12 REFERÊNCIAS	55
13 MATERIAL SUPLEMENTAR – CAPÍTULO I	68
13.1 Dados meteorológicos	68
14 CAPÍTULO II - Qualidade do solo em sistema agroflorestal de sucessão com diferentes teores de nitrogênio foliar	69
14.1 ABSTRACT	70
14.2 INTRODUÇÃO	71
15 MATERIALES E MÉTODOS	72
15.1 LOCAL E DELINEAMIENTO DO TRABALHO	72
15.2 COLETAS DE SOLO	76
15.3 ANÁLISES DE LABORATORIO	76
15.3.1 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-C)	77
15.3.2 NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-N)	77
15.3.3 DETERMINAÇÃO DA RESPIRAÇÃO BASAL (RBS) E DO QUOCIENTE METABÓLICO (QCO ₂)	78

15.3.4 ATIVIDADE DA β -GLUCOSIDASE	78
15.3.5 ATIVIDADE DA FOSFATASE ÁCIDA	79
15.3.6 ATIVIDADE DA ARILSULFATASE	80
15.3.7 HIDROLISE DO DAF	80
16 RESULTADOS	81
16.1 pH do Solo	81
16.2 Carbono da biomassa microbiana (CBM)	81
16.3 Nitrogênio da biomassa microbiana (BMS-N)	82
16.4 Respiração Basal (RBS)	83
16.5 Quociente metabólico (qCO_2)	84
16.6 Atividade Enzimática do Solo	84
17 DISCUSSION	86
17.1 Carbono e Nitrogênio da biomassa microbiana	86
17.2 Respiração basal do solo e quociente metabólico	88
17.3 Atividade enzimática: Arisulfatase, β -glucosidase, Fosfatase acida e DAF	90
18 DISCUSSÃO GERAL	91
19 SÍNTESE E PERSPECTIVAS	92
20 REFERÊNCIAS	93
21 MATERIAL SUPLEMENTAR – CAPÍTULO II	98
21.1 Dados meteorológicos	98

1. APRESENTAÇÃO

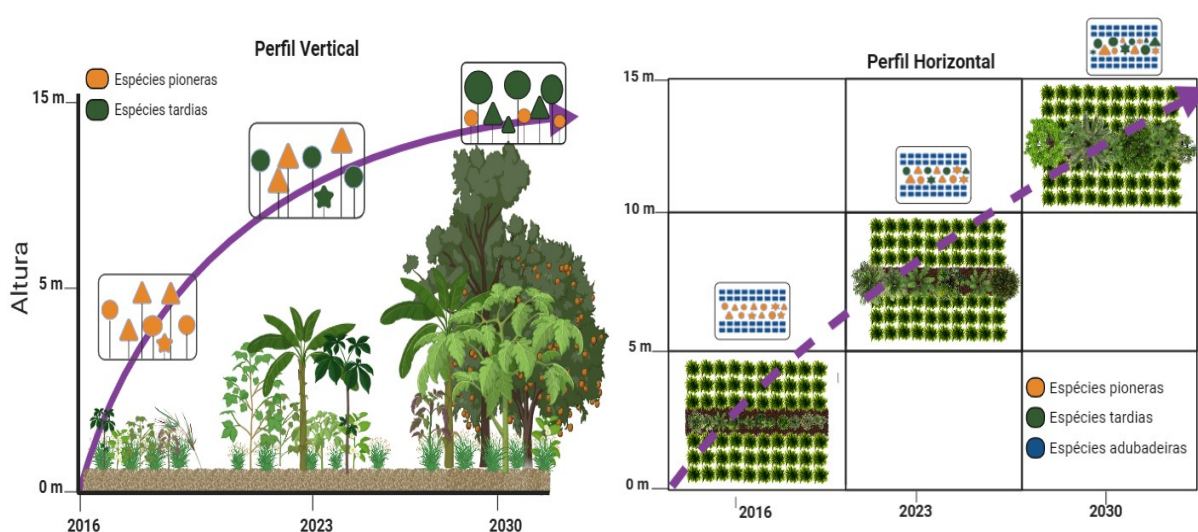
Esta tese foi desenvolvida como parte de um trabalho colaborativo entre o Laboratório de Ecologia Aplicada (LEAp) e o Núcleo de Ensino, Pesquisa e Extensão em Agroecologia (NEPEA), em experimentos de longa duração implantados na Fazenda Experimental da Ressacada (Florianópolis). O trabalho teve início em 2016 com a implantação de um Sistema Agroflorestral Sucessional (SAFs). Posteriormente, em 2019 e 2021, foram implantados mais dois SAFs com as mesmas características, com as espécies vegetais selecionadas são as descritas na (tabela 1).

Tabela 1. Espécies vegetais, segundo o hábito de crescimento e localização na linha central de árvores (LC) ou entrelinhas com plantas herbáceas adubadeiras (EL) em três Sistemas Agroflorestrais denominados. SAF científico (SC) de seis anos de condução, SAF didático (SD), quatro anos de condução) e SAF pousio (SP) de ano de condução). PA =Pseudoarbusto; HB = Herbáceo Basal; HE = Herbáceo ereto; Arb = Arbóreo.

Especies	Hábito	Faixa	SAF-SC	SAF-D	SAF-P
Capim-elefante (<i>Pennisetum purpurem</i>)	PA	EL	x	x	x
Feijão Guandu (<i>Cajanus cajan</i>)	PA	EL	x	x	
Banana (<i>Musa sp.</i>)	PA	EL	x	x	
Margaridão (<i>Sphagneticola trilobata</i>)	PA	EL		x	x
Amendoim forrageiro (<i>Arachis pintoi</i>)	HB	EL	x	x	
Capim-Tanzânia (<i>Panicum maximum</i>)	HB	EL	x	x	
Capim mombaça (<i>Megathyrsus maximus</i>)	HB	EL		x	x
Crotalária (<i>Crotalaria spectabilis</i>)	HE	EL	x	x	
Ingá (<i>Inga sp.</i>)	Arb	LC	x	x	
Araçá (<i>Psidium cattleianum</i>)	Arb	LC	x	x	
Tucaneira (<i>Citharexylum myrianthum</i>)	Arb	LC	x	x	
Mamona (<i>Ricinus communis</i>)	HE	LC		x	x
Cúrcuma (<i>Curcuma longa</i>)	HB	EL		x	
Batata doce (<i>Ipomoea batatas</i>)	HB	EL		x	
Capim-limão (<i>Cymbopogon citratus</i>)	HB	EL	x		
Espinafre-neozelandês (<i>Tetragonia tetragonoides</i> / <i>Tetragonia expansa</i>)	HB	EL	x		
Ervilhaca (<i>Vicia sativa</i>)	HB	EL			x
Feijão de porco (<i>Canavalia ensiformis</i>)	HE	EL	x		
Aveia (<i>Avena strigosa</i>)	HE	EL			x
Mandioca (<i>Manihot esculenta</i>)	PA	EL		x	
Boldo do Brasil (<i>Plectranthus barbatus</i>)	PA	LC			x
Juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	Arb	LC		x	
Pitanga (<i>Eugenia uniflora</i>)	Arb	LC		x	
Mutamba (<i>Guazuma ulmifolia</i>)	Arb	LC	x		
Mulungu do litoral (<i>Erythrina speciosa</i>)	Arb	LC	x		
Castanheira da Praia (<i>Bombacopsis glabra</i>)	Arb	LC	x		
Aroeira (<i>Schinus terebinthifolius</i>)	Arb	LC	x		
Grandiúva (<i>Trema micrantha</i>)	Arb	LC	x		

Fonte. LEAP, UFSC

As espécies escolhidas foram plantadas seguindo os princípios de sucessão natural de ecossistemas naturais (Dos Santos. D, 2020) (Figura 1). Os sistemas são compostos por consórcios de espécies em diferentes estágios de desenvolvimento, considerando aspectos como biomassa, sombreamento e interações com outros fatores ecossistêmicos. A equipe do LEAp analisa como a diversidade planejada interage com variáveis ambientais, enquanto o NEPEA avalia os impactos dessa diversidade na qualidade do solo. Esse acompanhamento integrado permite estudar processos agroecossistêmicos em profundidade, ampliando o conhecimento científico para, futuramente, gerar benefícios concretos para a sociedade².



Fonte. Figura Adaptada de Dos Santos. D, 2019

Fig. 1 - Modelo conceitual da evolução temporal de sistema agroflorestal de sucessão (Adaptado de Santos, 2019).

² <http://leap.ufsc.br/>

Os autores e títulos dos trabalhos realizados no experimento estão listados abaixo em ordem cronológica de defesa.

Trabalhos concluídos:

- (1) Jéssyca Barroso Borges. 2017. Efeitos da identidade e diversidade funcionais sobre o acúmulo de serapilheira e a respiração basal em um agroecossistema no Sul do Brasil. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) - Universidade Federal de Santa Catarina.
- (2) Renata Rodrigues Lucas. 2017. Efeitos da estrutura funcional de consórcios agroflorestais agroecológicos em estágio inicial sobre a cobertura total e atributos funcionais de plantas espontâneas. Dissertação (Mestrado em Recursos Genéticos Vegetais) - Universidade Federal de Santa Catarina.
- (3) Fabíola Mendes Martins. Início: 2019. Efeitos da diversidade funcional na eficiência no uso de nitrogênio e fósforo em sistemas agroflorestais sucessionais. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) - Universidade Federal de Santa Catarina.
- (4) Larissa Aparecida Augusto. Início: 2019. Efeito da diversidade funcional sobre o acúmulo de biomassa em sistemas agroflorestais sintrópicos. Dissertação (Mestrado profissional em Agroecossistemas) - Universidade Federal de Santa Catarina.
- (5) Diego dos Santos. Início: 2019. Complementaridade de nichos e multifuncionalidade de sistemas agroflorestais sucessionais. Dissertação (Doutorado em Agroecossistemas) – Universidade Federal de Santa Catarina.
- (6) Djalma Roecker Júnior. Início: 2019. Diversidade funcional e plantas espontâneas em sistemas agroflorestais após fechamento do dossel. Dissertação (Mestrado em Recursos Genéticos Vegetais) - Universidade Federal de Santa Catarina.
- (7) Marinice Teleginski. Início: 2021. Efeito da diversidade funcional vegetal sobre serviços ecossistêmicos de provisão e regulação em sistemas agroflorestais. Tese (Doutorado em Recursos Genéticos Vegetais) - Universidade Federal de Santa Catarina, Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior. (Orientador).

Os resultados deste projeto foram obtidos por meio de um trabalho colaborativo, que permitiu consolidar dados conjuntos para avaliação. Essas informações servirão de base para futuras análises da evolução dos SAFs, contribuindo para um entendimento mais aprofundado desses sistemas.

2. ESTRUTURA DA TESE

Esta tese é formada por introdução geral, fundamentação teórica, objetivos, hipótese geral, dois capítulos com os principais resultados, conclusões e considerações finais. Os capítulos são apresentados em forma de artigos científicos,

O primeiro capítulo avalia três sistemas agroflorestais implantados em três períodos diferentes do tempo, nos quais as espécies vegetais encontram-se em diferentes estados de sucessão, com o intuito de avaliar a diversidade funcional de cada sistema por meio de indicadores microbiológicos do solo nas quatro estações do ano.

No segundo capítulo é apresentado o sistema agroflorestal de maior idade (seis anos), cuja avaliação levou em consideração a distribuição espacial das plantas, visto que ele foi desenhado com consórcios de espécies vegetais com características focadas no nitrogênio foliar e o aporte de biomassa ao sistema. Foram analisados atributos microbiológicos como indicadores da sensibilidade no SAF, e como esses atributos variam no decorrer das estações do ano.

3. INTRODUÇÃO GERAL

Os sistemas agroflorestais (SAF) de sucessão estão sendo adotados de forma crescente como meio de promover sustentabilidade em áreas rurais. Eles permitem, pela compatibilização entre biodiversidade e produção agrícola, manter fatores que regulam as funções do ecossistema. (Jose, 2012).

As práticas de implantação e manejo de SAFs são desenvolvidas seguindo os princípios da sucessão ecológica, caracterizada pela alta diversidade de espécies e pela ocupação vertical de diversos estratos, conhecidos como SAF de sucessão ou multiestrato (Suyanto et al., 2005; Steenbock et al., 2013). O sistema permite potencializar o uso da energia solar em plantas com desenvolvimento rápido, que por meio de podas dão lugar a espécies de crescimento mais lento, as quais ocupam diferentes camadas. Assim, é possível que haja um dossel de várias espécies vegetais em consórcio, aproveitando os ciclos vegetativos e incorporando grandes quantidades de biomassa. Isso leva a mudanças da qualidade do solo, sensível a fatores antropogênicos, a qual pode fornecer informações sobre autorregulação de um agroecossistema. (Cezar et al., 2015).

Com o objetivo de aproveitar a dinâmica do sistema, é possível distribuir o espaço e a disposição das espécies, conseguindo-se utilizar-se máquinas e equipamentos agrícolas. Isso permite respeitar os princípios de diversidade ecológica e atender ao mercado, cujo foco é a especialização produtiva (Embrapa, 2020). A diversificação vegetal em sistemas agroflorestais, quando adequadamente planejada em arranjos espaciais que contemplem o uso de maquinário agrícola (como fileiras amplas e entrelinhas acessíveis), permite a deposição contínua de biomassa através de operações mecanizadas, aumentando o conteúdo de matéria orgânica no solo. Este manejo estratégico, que combina diversidade funcional com praticidade operacional, estimula a atividade microbiana ao fornecer fontes diversificadas de carbono e energia (Bainard et al., 2011), mantendo ao mesmo tempo a viabilidade das operações agrícolas em sistemas complexos, o que permite diminuir processos de erosão. Assim, aproveitam-se nutrientes e gera-se uma dinâmica nas camadas superficiais do solo, ativando processos biológicos e microbiológicos (Araújo et al., 2013; Zandona, 2019). A biota do solo, composta por micro, meso e macroorganismos e pelas raízes das plantas, é a fração viva da matéria orgânica do solo. Os organismos e suas atividades podem ser utilizados como indicadores biológicos, ou bioindicadores, de qualidade do solo (Mendes et al., 2009). A participação dos microrganismos em todos esses processos justifica a inclusão dos indicadores microbiológicos nos índices de qualidade do solo. Eles têm sensibilidade que

permitem detectar mudanças e, por serem relacionados com indicadores físicos e químicos, apontam para alterações que ocorrem nesse ambiente em função do uso e manejo do solo e das plantas (Doran, 1980; Dick, 1994; Matsuoka et al., 2003; Silva et al., 2009; Mendes et al., 2009). Isso permite que sistemas com mobilização reduzida aumentem a estabilidade do solo causando menor ruptura de agregados (D'Haene et al., 2008)., permitindo assim que o teor de carbono do solo se mantenha ou aumente, melhorando a macroporosidade e infiltração de água no solo (Crittenden et al., 2015).

As transformações e a degradação da matéria orgânica do solo (MOS) ocorrem pela liberação de enzimas pelos microrganismos, que em sua maioria oxidam compostos orgânicos (Belmonte et al., 2012). Assim, a atividade enzimática tem potencial de indicar as transformações biológicas do solo em resposta a mudanças antrópicas, apontando para uma relação estreita entre manejo e a microbiota, o que se relaciona com a qualidade do solo (Buzinaro et al., 2009). Esta qualidade pode ser estimada pelo uso de indicadores (Belmonte et al., 2012). Os indicadores mais recomendados para avaliação da qualidade do solo em função do seu uso e manejo são aqueles que respondem às variações ambientais e podem sofrer mudanças em curtos e médios prazos (Santos et al., 2015). O carbono da biomassa microbiana, respiração microbiana, atividade enzimática e quociente metabólico têm sido crescentemente usados pela sensibilidade a impactos antropogênicos. (Alves et al., 2011; Pezarico et al., 2013).

4. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

4.1 SISTEMAS AGROFLORESTAIS

Sistemas agroflorestais (SAFs) constituem uma forma de cultivo que integra plantas lenhosas perenes com anuais, o que resulta em interações ecológicas e produtivas entre os componentes (Palma et al. 2007). Isso pode apresentar múltiplas vantagens, como o aumento de cobertura florestal, apoio de serviços ecossistêmicos sustentáveis e benefícios de produção, como alimentos e produtos florestais (Sridhar & Bagyaraj, 2018). A presença de componentes florestais arbóreos adicionados a uma grande diversidade de espécies promove o acúmulo de resíduos vegetais, o que facilita a manutenção da matéria orgânica do solo (Oelbermann et al., 2006; Smiley & Kruschel, 2008), que afeta atributos físicos (Saha et al., 2001), químicos e biológicos do solo (Delabie et al., 2007; Huerta et al., 2007; Norgrove et al., 2009).

Além de evitar erosão, os SAFs melhoram a qualidade do solo, aumentam a fixação de carbono e sustentam a biodiversidade. Os principais componentes destes sistemas incluem o desenho e gerenciamento (Harvey e Villalobos, 2007). SAFs que apresentam diversidade de espécies com ocupação vertical de diversos estratos são chamados, de SAFs multiestrato, (Suyanto et al., 2005; Steenbock et al., 2013). Eles são do tipo sucessional, quando implantados e manejados buscando simular a dinâmica de sucessão ecológica de restauração natural (May & Trovatto, 2008). De forma geral, os SAFs multiestrato sucessionais apresentam potencial para a conservação da biodiversidade (McNelly & Schroth, 2006; Froufe & Seoane, 2011; Steenbock et al., 2013).

Nas etapas iniciais da sucessão natural, há pouca capacidade de armazenar água e baixa quantidade ou disponibilidade de nutrientes minerais que regulam a atividade vegetal, dificultando assim o aproveitamento máximo da energia solar captada. Nessas condições, a produção de biomassa com baixa digestibilidade para microrganismos é imprescindível para o acúmulo da matéria orgânica já que a biomassa pode ser transformada em compostos orgânicos mais estáveis como o húmus, o que possibilita o aumento da capacidade de retenção de água e nutrientes pelo solo, aumentando a capacidade produtiva do ambiente. Além disso, o cultivo consorciado pode apresentar uma interface entre a planta e o solo por meio das raízes (Philippot et al., 2013), na qual interagem espécies microbianas que podem ser sensíveis a mudanças do ambiente (Mendes et al., 2013; Philippot et al., 2013).

Existem diferentes tipos de culturas que precisam de quantidades significativas de nutrientes, sendo o nitrogênio aquele exigido em maiores quantidades (Nygren et al. 2012). Essa demanda pode ser suprida por fertilizantes nitrogenados ou pela fixação biológica de nitrogênio. Nos SAFs, pela diversidade de espécies no sistema, pode se obter ciclagem mais eficiente de N, pelo aporte constante de biomassa, além das relações com fixadores simbióticos, o que permite o acúmulo de N no sistema. (Gama-Rodrigues et al., 2008; Portugal et al., 2008).

Diferentes tipos de SAFs têm impactos distintos sobre a diversidade microbiana, em parte, pelos sistemas radiculares das espécies arbóreas. Por isso, são importantes na prática a compatibilidade funcional e o acúmulo de biomassa das espécies arbóreas em relação à comunidade microbiana (Bainard et al. 2011). Na construção de sistemas mais equilibrados, com a utilização adequada dos recursos naturais, torna-se essencial a busca de indicadores de qualidade que apontem a sustentabilidade de um ecossistema (Araújo, et al., 2007).

4.2 DIVERSIDADE FUNCIONAL

A Diversidade Funcional (DF) refere-se ao valor, à variação e à abundância relativa dos atributos funcionais, traços fenotípicos que influenciam a atividade das espécies) presentes em uma comunidade ecológica (Tilman, 2001; Díaz & Cabido, 2001). Em outras palavras, a DF mede não apenas quais traços estão presentes, mas quanto de cada traço existe no ecossistema, capturando a diversidade de estratégias ecológicas e, consequentemente, o espectro de funções que uma comunidade pode desempenhar (Petchey & Gaston, 2006). Esta abordagem vai além da contagem de espécies, focando nos papéis ecológicos que elas exercem.

A relação entre biodiversidade e serviços ecossistêmicos está ligada à riqueza de espécies como medida de diversidade. Nessa perspectiva, as espécies representam unidades com atributos funcionais capazes de influenciar a eficiência metabólica dos organismos (Cardinale et al., 2012). Originalmente, a DF de uma comunidade era avaliada pela diversidade de grupos funcionais, constituídos por espécies com características semelhantes quanto a hábito de crescimento, fenologia ou aquisição de recursos (Garnier, et al., 2016). Contudo, essa abordagem mostrou-se limitada por depender de classificações subjetivas e não padronizadas (Botta-Dukát, 2005). Assim houve a necessidade de desenvolver métricas baseadas diretamente nos atributos funcionais das espécies, o que permite caracterizar a estrutura funcional das comunidades por meio de dois eixos fundamentais, que são a identidade funcional, relacionada à dominância de atributos-chave como fixação biológica de nitrogênio, sistemas radiculares das espécies vegetais e estratégias de crescimento. Como espécies pioneiras versus tardias, e a diversidade funcional, que avalia a dissimilaridade entre esses atributos, permitindo quantificar efeitos ecológicos como seleção de espécies e complementariedade nos ecossistemas (Garnier et al., 2016).

Os atributos funcionais - características morfológicas, fisiológicas ou fenológicas mensuráveis em nível individual - atuam como elos entre organismos e processos ecossistêmicos, respondendo a condições ambientais ou modificando-as (Pérez-Harguindeguy et al., 2013). Sua análise permite decifrar dinâmicas ecológicas e respostas a mudanças ambientais (Díaz et al., 2016), assim como explicar relações ecossistêmicas com maior precisão que métricas baseadas apenas em riqueza de espécies (Cadotte et al., 2011). A ecologia baseada em atributos tem se mostrado importantes para desenvolver estratégias de manejo adaptadas a diferentes solos e climas (Martin & Isaac, 2015).

4.3 INDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO

A qualidade do solo é definida como “a capacidade de determinada classe de solo sustentar a produtividade vegetal e animal, manter ou aumentar a qualidade do ar e da água e ser suporte para a vida saudável, dentro dos limites de ecossistemas naturais ou manejados” (Imhoff, 2002). Em geral, há um consenso acerca da necessidade de desenvolver e quantificar indicadores que permitam avaliar a qualidade dos solos, os quais devem integrar, pelo menos, alguns desses atributos. Dentre os indicadores, aqueles relacionados à qualidade física dos solos tem especial importância, visto que esta, quando deteriorada, é difícil de se recuperar (Imhoff, 2002).

Diversos atributos são utilizados como indicadores da qualidade dos solos. Entretanto, há consenso que os indicadores devem incluir atributos que afetam diretamente a produção das culturas, como os atributos biológicos, responsáveis pela mineralização e humificação da matéria orgânica do solo (MOS) e que podem interferir na disponibilidade de nutrientes (Lavelle et al., 1993; Gonçalves da Rosa et al., 2015). Os organismos do solo ainda formam agregados biogênicos, que melhoram indicadores físicos como a estrutura, a estabilidade de agregados, a condutividade hidráulica e a porosidade total (Lavelle e Spain, 2001). Pode-se concluir que para avaliar a qualidade do solo é importante procurar indicadores sensíveis a mudanças de manejo e que possam ser usados globalmente (Larson e Pierce, 1991; Doran e Jones, 1996; Moebius et al., 2007).

4.3.1 BIOINDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO

As práticas agrícolas que favoreçam o funcionamento da atividade biológica têm envolvimento na dinâmica da matéria orgânica do solo (MOS), ciclagem de nutrientes, decomposição de resíduos vegetais e formação da estrutura do solo (Acosta-Martínez et al., 2008). Este tipo de efeito pode ser avaliado por meio dos bioindicadores de qualidade do solo, permitindo acompanhar o estado geral do sistema e a identificação de práticas de manejo mais adequadas (Chaer, 2001). Além disso, esses indicadores podem auxiliar no monitoramento de qualidade do solo em programas de recuperação de áreas degradadas e servem para orientar legislações e políticas relacionadas de referência para valoração de terras (Tótola & Chaer, 2002).

De acordo com Doran & Jones (1996), o cálculo do índice de qualidade do solo depende dos processos e das propriedades do solo sensíveis a mudanças causadas por fatores naturais e antrópicos. (Mendes et al., 2013). Assim, os indicadores de qualidade podem ser

atributos físicos, químicos e biológicos sensíveis a variações do solo (Brejda et al., 2000; Marzaioli et al., 2010), que podem atender requisitos como sensibilidade a um maior número de agentes degradante, consistência na direção da mudança e capacidade de refletir os níveis de degradação, além de serem de fácil mensuração e interpretação. (Elliot et al., 1994; Mendes et al., 2013).

Entre os fatores a considerar, os indicadores biológicos são mais sensíveis que indicadores químicos e físicos para detectar, com mais antecedência, alterações que ocorrem no solo em função do seu uso e manejo (Doran, 1980; Matsuoka et al., 2003, Souza, 2011; Lisboa et al., 2012). A atividade enzimática tem sido sugerida como um dos principais indicadores da atividade biológica e da qualidade do solo, por ser capaz de apontar a intensidade de alguns processos bioquímicos, estar estreitamente relacionada com a atividade biológica e apresentar respostas rápidas a mudanças de manejo do solo (Chaer & Tótola, 2007; Mendes et al., 2009; Silva et al., 2012; Lopes et al., 2013; Mendes et al., 2013). Os indicadores básicos e o número de medidas a serem estimadas ainda estão em discussão, mas programas nacionais e internacionais para o monitoramento da qualidade do solo também incluem avaliações da biomassa e atividade respiratória (Schloter et al., 2003).

Os critérios para a escolha de indicadores devem estar relacionados a sua capacidade de refletir processos do ecossistema. (Santos et al, 2015). Uma das grandes limitações para o uso em rotina de indicadores microbiológicos reside na dificuldade de interpretação dos valores individuais desses parâmetros com base na utilização dos princípios dos ensaios de calibração de nutrientes. Recentemente, foi proposta para interpretação de atributos microbiológicos a integração de carbono da biomassa microbiana, respiração basal e atividade das enzimas β -glicosidase, arissulfatase e fosfatase ácida (Lopes et al. 2013; Mendes et al., 2013), embora ainda limitados a duas regiões do Brasil.

4.3.1.1 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (CBM)

A biomassa microbiana é a parte viva, na qual ocorrem os processos de maior relevância da matéria orgânica do solo. É constituída por fungos, bactérias e arqueas (Mendes et al., 2009; Kaschuk et al., 2010), que atuam nos processos de decomposição e síntese da matéria orgânica do solo, formação e estabilização de agregados, intemperização de rochas, biorremediação e no controle e supressão de fitopatógenos (Reis Júnior & Mendes, 2007). Por isso, a biomassa microbiana é um componente importante para manter a qualidade do solo e a produtividade das plantas (Reis Júnior & Mendes, 2007).

Uma das principais vantagens do uso do CBM e da atividade enzimática como bioindicadores de qualidade de solo é a sensibilidade desses parâmetros microbiológicos para detectar os efeitos de diferentes manejos do solo, em estágio anterior ao das alterações dos teores de matéria orgânica (Chaer & Tótola, 2007; Hungria et al., 2009; Silva et al., 2009). Porém, diferentemente dos indicadores químicos de fertilidade, cujos valores de referência já estão relativamente bem definidos para cada elemento e tipo de solo, é difícil interpretar indicadores microbiológicos, independentemente de um controle ou referencial de comparação (Mendes et al., 2009).

Com base nos princípios das curvas de calibração de nutrientes, Lopes et al. (2013) desenvolveram um método para determinar o CBM para o qual é necessário avaliar simultaneamente atributos que possam medir o estado metabólico da comunidade microbiana do solo (de Carvalho et al., 2012), como respiração basal e a atividade de enzimas do solo. Importantes variáveis podem ser derivadas do CBM como o quociente microbiano e o quociente metabólico (Kaschuk et al., 2010; Nunes et al., 2012), os quais servem para indicar a vulnerabilidade dos ecossistemas em termos de resistência e resiliência. (Santos et al, 2015; Moraes, 2016).

4.3.1.2 NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-N)

O ciclo do N no solo está ligado à matéria orgânica, por isso a biomassa microbiana tem sido considerada uma importante fonte, já que constitui uma fração ativa e potencialmente mineralizável. (Bonde et al., 1988; Barreto et al., 2008). A ciclagem do N microbiano é mais rápida do que as de outras frações da matéria orgânica do solo (MOS) (Barreto et al., 2008). A biomassa microbiana atua como um tampão do N no solo, controlando a disponibilidade desse nutriente por meio dos processos de mineralização e imobilização (Vargas & Scholes, 1998; Gama-Rodrigues et al., 2005). A relação entre C da biomassa microbiana e o C orgânico do solo reflete a qualidade da MOS, assim como a eficiência de conversão do C do solo em C microbiano. Da mesma maneira, a relação entre N da biomassa microbiana e o N total do solo indica a eficiência de conversão do N do solo em N microbiano (Sparling, 1992; Barreto et al., 2008).

Em agroecossistemas a biomassa microbiana imobiliza entre 100 e 600 kg de N por hectare até a profundidade de 30 cm no perfil do solo, quantidades que excedem a aplicação anual de fertilizantes (Martens, 1995; Sivek et al., 2005). A liberação ou imobilização desses nutrientes depende da dinâmica dos microrganismos, da quantidade de resíduos vegetais, do

rápido retorno e da eficiência de utilização de carbono pela microbiota (Baudoin et al., 2003; Sivek et al., 2005). O rápido retorno de N no solo pelos microrganismos contribui no processo de mineralização e é considerado relevante para a manutenção de ecossistemas naturais (Jenkinson et al., 2004).

4.3.2 RESPIRAÇÃO BASAL DO SOLO (RBS)

A respiração basal dos microrganismos é, em geral, medida pelo CO₂ produzido pela biomassa microbiana, um indicador da atividade biológica por refletir o processo de decomposição da matéria orgânica, e, portanto, a disponibilização e imobilização dos nutrientes do solo (Parkin et al., 1996; Morales L, 2012). O processo de decomposição aeróbica dos resíduos orgânicos acontece por reações bioquímicas de oxirredução, nas quais os microrganismos obtêm energia utilizando parte do C do substrato nas reações catabólicas enquanto há liberação de CO₂. Isso representa, portanto, uma estimativa da decomposição total (Morales. L, 2012).

Temperatura, umidade, profundidade do solo, aeração e tipo de populações microbianas podem afetar a atividade microbiana do sistema, do que decorre variação do fluxo de CO₂ (Guerrero et al., 2007). Considera-se que altos valores de respiração basal indicam uma maior atividade metabólica dos microrganismos, uma vez que o fluxo de CO₂ correlaciona-se com a intensidade dos processos catabólicos. (Morales. L, 2012). Contudo, altos valores de respiração basal dos microrganismos também podem indicar a perda de matéria orgânica do solo, principalmente em situações em que as entradas de C no solo, por resíduos de plantas ou outras fontes de matéria orgânica, sejam menores do que as saídas (Parkin et al., 1996).

4.3.2.1 QUOCIENTE METABÓLICO (qCO₂)

O quociente metabólico do solo (qCO₂) reflete a relação entre a respiração microbiana (liberação de CO₂) e o carbono da biomassa microbiana (CBM), sendo um indicador chave da eficiência metabólica dos microrganismos do solo. Quando o qCO₂ é elevado, significa que a microbiota está liberando mais CO₂ por unidade de biomassa, o que indica maior gasto energético para manutenção celular em vez de crescimento (Anderson & Domsch, 1993). Isso ocorre frequentemente em solos sob estresse, como em áreas contaminadas, compactadas ou sob manejo intensivo, onde os microrganismos priorizam a respiração em detrimento do acúmulo de biomassa (Wardle & Ghani, 1995). Por outro lado, um qCO₂ baixo sugere um

ambiente mais estável, onde a comunidade microbiana utiliza o carbono de forma eficiente, favorecendo a formação de biomassa e a estabilidade do solo (Gama-Rodrigues et al., 2005).

O processo ocorre porque os microrganismos ajustam seu metabolismo em resposta às condições do solo. Em ambientes com alta disponibilidade de substratos facilmente degradáveis, como em solos recém-adubados ou com resíduos vegetais frescos, a respiração microbiana aumenta rapidamente, elevando o qCO_2 (Blagodatskaya & Kuzyakov, 2013). Contudo, se o solo apresenta limitações nutricionais ou distúrbios físicos, os microrganismos entram em estado de estresse, aumentando a respiração basal e o CO_2 liberado para manutenção, sem um aumento correspondente na biomassa (Wardle, 1998). Isso explica por que solos degradados ou sob monocultura tendem a apresentar qCO_2 mais alto do que solos em sistemas conservacionistas, como agroflorestas ou áreas com cobertura vegetal permanente (Bittencourt et al., 2008).

O qCO_2 está relacionado à decomposição da matéria orgânica do solo (MOS). Solos com qCO_2 elevado indicam uma mineralização acelerada do carbono, o que pode levar à perda de MOS e redução da fertilidade a longo prazo (Gama-Rodrigues et al., 2005). Por outro lado, sistemas com qCO_2 mais baixo sugerem uma ciclagem mais eficiente de nutrientes, onde a biomassa microbiana atua como reservatório de C e N, contribuindo para a sustentabilidade do ecossistema (Anderson & Domsch, 1993). Portanto, o qCO_2 é uma ferramenta valiosa para avaliar impactos ambientais e orientar práticas de manejo que promovam a saúde do solo.

4.3.3 ENZIMAS DO SOLO

As enzimas são proteínas que cumprem funções catalíticas no ambiente, participam da ciclagem dos nutrientes e são sintetizadas principalmente pelos microrganismos do solo (Moreira e Siqueira, 2006). A composição da comunidade microbiana determina o potencial da biomassa microbiana para sintetizar enzimas, e modificações na comunidade podem ser refletidas na atividade enzimática do solo.

A produção de enzimas depende de fatores ambientais como pH, temperatura e umidade e da presença de inibidores e ativadores no solo (Dos Santos et al., 2013). A atividade enzimática do solo pode fornecer informações sobre o metabolismo microbiano e disponibilidade de recursos no ambiente, visto que elas catalisam reações químicas dos elementos do solo, fornecendo em curto espaço de tempo informações relevantes a respeito da funcionalidade da microbiota edáfica (Garau et al., 2011; Dos Santos et al., 2013). A atividade enzimática do solo integra informações importantes sobre o status microbiológico e

condições físico-químicas do solo (Aon et al., 2001), sendo um parâmetro para avaliar o papel dos microrganismos nos processos do solo (Dodor & Tabatai, 2003).

Segundo o lugar onde atuam, as enzimas são classificadas em intracelulares e extracelulares; aquelas cumprem funções catalíticas no interior da célula enquanto estas são excretadas à matriz do solo. As enzimas extracelulares geralmente são hidrolases que degradam os compostos orgânicos em partículas de menor tamanho, assimiláveis pela célula (Allison et al., 2007). Algumas enzimas extracelulares podem ficar no ambiente do solo, e isso acontece principalmente por dois mecanismos: por adsorção às partículas de solo, como as argilas, que possuem cargas superficiais nas quais ficam aderidas por ligações iônicas, ou por copolimerização com substâncias orgânicas como as huminas, às quais ficam aderidas por ligações covalentes. Dessa maneira, na matriz do solo podem existir enzimas que conservam sua estrutura e função biológica, ainda que fora do controle celular, e podem agir no rompimento inicial de macromoléculas orgânicas (Morales. L, 2012).

Importantes benefícios para os microrganismos são a liberação de monômeros orgânicos ou nutrientes minerais que podem ser assimilados. Os custos incluem a energia metabólica para sua produção e excreção, uma vez que nesse processo é investido cerca de 15% do C e N catabolizados na célula (Allison et al., 2007). Esse alto custo energético faz com que a produção de enzimas extracelulares tenha implicações no nível do ecossistema, uma vez que tal produção só será incentivada em situações nas quais a quebra de substâncias complexas seja a única ou principal fonte de nutrientes. Esse padrão de comportamento sugere que a liberação de nutrientes a partir de fontes orgânicas complexas diminui na presença de nutrientes em formas mais simples (Allison et al., 2007). Assim as enzimas mais estudadas pela sua sensibilidade as mudanças do solo são a β -glucosidase (BG) e as fosfatases.

4.3.3.1 β -GLUCOSIDASE

A β -glucosidase (β G), cuja atividade é considerada como indicadora de qualidade do solo (Lopes et al., 2013), é amplamente distribuída na natureza e está associada ao ciclo do carbono (C), demonstrando sensibilidade ao manejo do solo em diferentes tipos de solo (Carpa et al., 2011). As principais glicosidases do solo (Sardans et al., 2008) tem ação fundamental na liberação de nutrientes da matéria orgânica, atuando nas primeiras fases de degradação de compostos orgânicos, reduzindo o tamanho molecular e produzindo estruturas orgânicas menores. A atividade da β G tem sido utilizada para avaliar a qualidade do solo sob diferentes práticas de manejo (Doni et al., 2011; Santos et al. 2015).

A β G atua na quebra da celobiose em moléculas de glicose. (Carpa et al., 2011). Por causa de sua sensibilidade, a atividade dessa enzima é considerada um indicador de qualidade do solo e está diretamente relacionado à quantidade e à qualidade da MOS. No entanto, em solos com adição de matéria orgânica com alta relação C:N e grandes quantidades de raízes lignificadas, há menos atividade de β G e, portanto, decomposição mais lenta da matéria orgânica (Doni et al., 2012).

4.3.3.2 FOSFATASES

As fosfatases são classificadas em grandes grupos, de acordo com os compostos que hidrolisam: fosfomonoesterases, fosfodiesterases, fosfotriesterases, metafosfatases e pirofosfatases. Pela ação das fosfatases as moléculas orgânicas que apresentam fosfato sofrem clivagem, liberando álcool e ácido fosfórico (Carpa et al., 2011). As fosfatases hidrolisam compostos de P orgânico transformando-os em diferentes formas de P inorgânico, os quais são assimilados pelas plantas (Baker et al., 2011).

A maioria dos estudos com essas enzimas relata o comportamento da fosfatase ácida, pois grande parte dos solos utilizados com agricultura, principalmente sob condições tropicais e subtropicais, são ácidos. As fosfatases têm papel fundamental no ciclo do P nos solos, sendo correlacionadas com a deficiência de P e o crescimento das plantas (Carpa et al., 2011). A adubação pode influenciar a atividade de fosfatases, que geralmente aumenta após a adição de pequenas doses de fertilizantes, mas decresce com doses mais elevadas, já que o incremento da atividade dessa enzima está relacionado com baixos teores de P inorgânico no solo. Em SAFs, a adubação pode ter um efeito positivo na atividade de fosfatases, especialmente em doses adequadas, por serem sistemas com ampla diversidade de espécies vegetais, que afetam a disponibilidade de nutrientes no solo e promovem a ciclagem de nutrientes no solo, o que pode contribuir para o aumento da atividade de fosfatases (Santos et al. 2015).

Em solos com baixos teores de P, ocorre aumento na liberação de fosfatases, com objetivo de elevar a mineralização e remobilização do fosfato. Em monoculturas, a concentração de fosfatase decresce quando os microrganismos são transferidos de meios deficientes para outros com teores suficientes de fosfato. Assim, as fosfatases podem ser consideradas como bons indicadores da fertilidade do solo. (Carpa et al., 2011). Como a extração de enzimas do solo é difícil, sua presença costuma ser caracterizada pela avaliação da atividade sob um conjunto de condições previamente estipuladas como pH, temperatura, concentração do substrato, matéria orgânica, profundidade da camada superficial do solo,

infiltração, agregação, condutividade elétrica, poluentes suspeitos, e respiração do solo (Santos et al. 2015).

4.3.3.3 ARISULFATASE

A principal enzima envolvida no ciclo do enxofre é a arisulfatase, produzida por bactérias em resposta à limitação de enxofre no ambiente do solo, que promove liberação de SO_4^{2-} (Tabatai, 1994; Vong et al., 2003). Esse sulfato liberado parte é usado no metabolismo microbiano e outra parte fica disponível na solução do solo para absorção pelas plantas.

A arisulfatase é usada como indicadora da degradação dos solos já que é sensível à contaminação por metais pesados, pH, conteúdo e composição da MOS e disponibilidade de ésteres de sulfato orgânico (RAO et al., 2008). Levando em consideração que a MOS é uma fonte de S para as plantas, na qual a disponibilidade do S depende da presença da enzima arisulfatase, por mostrar alterações no conteúdo de matéria orgânica do solo e de outras propriedades químicas e físicas (Lopes et al., 2013). É importante garantir a atividade e manter sistemas com um aporte constante de MOS como são os SAF, o que favorece o ciclo de enxofre por meio da atividade biológica.

4.3.3.4 DIACETATO DE FLUORESCEÍNA (DAF)

O diacetato de fluoresceína (DAF) é um substrato análogo não fluorescente que, ao ser hidrolisado por enzimas microbianas (esterases, lipases e proteases), libera fluoresceína, um composto altamente fluorescente e colorido (Stubberfield & Shaw, 1990; Green et al., 2006). Esse processo ocorre porque as enzimas microbianas clivam os grupos acetato da molécula de DAF, convertendo-a em fluoresceína, que pode ser quantificada por espectrofotometria ou fluorimetria (Adam & Duncan, 2001). A intensidade da fluorescência gerada é diretamente proporcional à atividade enzimática microbiana, tornando o DAF um indicador sensível da atividade metabólica global da comunidade microbiana do solo (Trannin et al., 2007).

A hidrólise do DAF está intimamente relacionada com a atividade microbiana global do solo, incluindo processos como a respiração microbiana e a decomposição da matéria orgânica (Frouz & Nováková, 2005). Estudos demonstram que solos com maior disponibilidade de carbono lábil, como resíduos vegetais e matéria orgânica fresca, apresentam maior taxa de hidrólise de DAF, refletindo uma comunidade microbiana mais ativa (Carneiro et al., 2008). Além disso, em áreas degradadas em processo de recuperação, a adição de matéria orgânica, como compostos ou plantas de cobertura, estimula a atividade

enzimática, aumentando significativamente a hidrólise do DAF (Chávez et al., 2011). Isso reforça a indicação de seu uso como um indicador biológico precoce de mudanças na qualidade do solo.

A aplicação do DAF como bioindicador tem sido particularmente útil na recuperação de solos degradados por meio de sistemas conservacionistas, como o plantio direto e a integração lavoura-pecuária-floresta (ILPF). Pesquisas em áreas de pastagens degradadas no Cerrado brasileiro mostraram que a adoção desses sistemas aumentou em até 40% a hidrólise do DAF em comparação com áreas sob manejo convencional, evidenciando a recuperação da atividade microbiana (Salton et al., 2014). Da mesma forma, em solos arenosos degradados no Nordeste, a incorporação de leguminosas e adubos verdes elevou a atividade enzimática medida pelo DAF, indicando melhoria na qualidade biológica do solo após dois anos de manejo conservacionista (Araújo et al., 2009). Esses resultados reforçam que o DAF é uma ferramenta eficaz para monitorar a recuperação de funções ecossistêmicas em solos degradados submetidos a práticas sustentáveis de manejo.

5. HIPÓTESES

- O manejo de sistemas agroflorestais de longa duração afeta a atividade biológica do solo, avaliada por indicadores microbiológicos, em resposta a mudanças no sistema.
- A sucessão de espécies dentro dos SAFs promove a atividade microbiológica do solo nos compartimentos do CBM e BMS-N nas faixas das espécies arvores e das espécies adubadeiras.
- As diferentes composições de espécies vegetais, assim como as idades delas, afetam a dinâmica dos indicadores microbiológicos do solo.
- O teor de N foliar afeta a qualidade do solo avaliada pelo meio de indicadores microbiológicos.
- As estações afetam a atividade microbiana e os compartimentos de CBM e NBM de maneira diferenciada para cada SAF.

6. OBJETIVOS

6.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a variação de indicadores microbiológicos de qualidade do solo em diferentes estágios de sucessão agroflorestal

6.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Quantificar CBM; BMS-N, RBS, qCO₂, em três sistemas agroflorestais em diferentes estágios de sucessão (1, 4 e 6 anos).
- Avaliar atividade das enzimas arisulfatase, β -glucosidase, fosfatase ácida e DAF em três sistemas agroflorestais em diferentes estágios de sucessão (1, 4 e 6 anos).
- Avaliar por meio de indicadores microbiológicos do solo como o teor de N foliar afeta a qualidade do solo.

7. CAPÍTULO I - Bioindicadores de qualidade do solo em uma cronossequência de três Sistemas Agroflorestais de Sucessão

RESUMO

Os sistemas agroflorestais sucessionais (SAFs) representam uma estratégia de manejo conservacionista que visa aumentar a sustentabilidade dos agroecossistemas por meio do consórcio de espécies vegetais. Esses sistemas promovem a melhoria dos atributos químicos, físicos e biológicos do solo, que podem ser monitorados por meio de bioindicadores microbianos sensíveis às mudanças ecológicas (Almeida et al., 2017). Estudos demonstram que o tempo de adoção dos SAFs afeta a dinâmica da biomassa microbiana e a atividade enzimática do solo (Silva et al., 2012), mas pouco se sabe sobre como a sucessão vegetal e a sazonalidade afetam esses parâmetros em sistemas em diferentes estágios de desenvolvimento. O presente estudo avaliou o efeito do tempo de adoção de SAF (1, 4 e 6 anos) nos atributos microbiológicos do solo, testando três hipóteses: (1) SAF mais antigos tem maior atividade microbiana; (2) a sucessão vegetal intensifica a atividade microbiana nos compartimentos de C-biomassa microbiana (CBM) e N-biomassa microbiana (BMS-N); e (3) a sazonalidade afeta o comportamento microbiológico. O estudo foi conduzido em três SAF implantados em 2016, 2019 e 2021 na Fazenda Experimental da Ressaca (Florianópolis, SC). Cada SAF possui faixas centrais com espécies arbóreas nativas e laterais com gramíneas adubadeiras, em delineamento de blocos casualizados (parcelas de 9×9 m). Amostras de solo (0-10 cm) foram coletadas trimestralmente por um ano para análise de: CBM, BMS-N, respiração basal (RBS), atividade das enzimas arilsulfatase, β -glicosidase, fosfatase ácida e hidrólise do diacetato de fluoresceína (DAF). O CBM e BMS-N foram maiores no outono e nas faixas arbóreas, exceto no SAF de um ano, e a RBS teve maior atividade nos SAF de um e seis anos. O DAF e β -glicosidase mostraram maior atividade na primavera e inverno. Conclui-se que o tempo de adoção dos SAF influenciou os atributos microbiológicos do solo, com estabilização do CBM nos sistemas mais antigos. A sazonalidade mostrou-se um fator determinante, com o outono apresentando as maiores variações na atividade microbiana.

Palavras-chave: Agroecossistemas, sistemas agroflorestais, indicadores de qualidade do solo, atividade enzimática, bioindicadores.

ABSTRACT

Title: Soil quality bioindicators in a chronosequence of three Succession Agroforestry Systems¹

Successional Agroforestry Systems (SAF) constitute a conservationist management strategy aimed at increasing the sustainability of agroecosystems through the consortium of plant species. These systems promote the improvement of chemical, physical, and biological soil attributes, which can be monitored through microbial bioindicators sensitive to ecological changes (Almeida et al., 2017). Studies show that the timing of SAFs adoption affects the dynamics of microbial biomass and soil enzymatic activity (Silva et al., 2012). However, little is known about how plant succession and seasonality influence these parameters in systems at different stages of development. The present study evaluated the effect of the time of adoption of SAF (1, 4, and 6 years) on soil microbiological attributes, testing three hypotheses: (1) older SAFs affect the dynamics of microbial activity; (2) plant succession intensifies microbial activity in the compartments of microbial biomass carbon (MBC) and microbial biomass nitrogen (MBN); and (3) seasonality affects microbiological behavior. The study was conducted in three SAFs implemented in 2016, 2019, and 2021 at the Ressaca Experimental Farm (Florianópolis, SC). Each SAF has central strips with native tree species and lateral strips with fertilizing grasses, in a randomized block design (plots of 9×9 m). Soil samples (0-10 cm) were collected quarterly for one year for analysis of: MBC, MBN, basal respiration (BR), activity of the enzymes arylsulfatase, β -glucosidase, acid phosphatase, and hydrolysis of fluorescein diacetate (FDA). MBC and MBN were higher in autumn and in the tree strips (except in the 1-year SAF). BR showed higher activity in the one and 6-year SAFs. The FDA and β -glucosidase showed higher activity in spring and winter. It is concluded that the time of adoption of SAFs significantly influenced microbiological attributes, with stabilization of MBC in the older systems. Seasonality proved to be a significant factor, with autumn exhibiting the most pronounced variations in microbial activity.

Keywords: Agroecosystem, agroforestry systems, soil quality indicators, enzyme activity, bioindicators.

7.2 INTRODUÇÃO

Os Sistemas Agroflorestais (SAFs) sucessionais emergem como abordagem promissora para conciliar produção agrícola e conservação ambiental (Jose, 2012). Fundamentados nos princípios da sucessão ecológica (Suyanto et al., 2005; Steenbock et al., 2013), esses sistemas promovem estratificação vegetal que otimiza o uso de recursos e incrementa a biomassa, influenciando positivamente a qualidade do solo (Cezar et al., 2015).

O manejo adequado dos SAFs requer arranjos espaciais que combinem espécies arbóreas, arbustivas e herbáceas, permitindo inclusive a mecanização (Embrapa, 2020). Essa diversificação vegetal intensifica a ciclagem de nutrientes, aumenta o teor de matéria orgânica, estimula a microbiota edáfica (Bainard et al., 2011) e reduz processos erosivos (Araújo et al., 2013).

A biota do solo, representada por micro, meso e macro organismos e as raízes das plantas, é a fração viva da matéria orgânica do solo. Os organismos e suas atividades podem ser utilizados como indicadores biológicos, ou bioindicadores, de qualidade do solo (Mendes et al., 2009). Sua relevância decorre de seu papel central nos processos de decomposição da matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, formação de agregados (Doran, 1980; Dick, 1994) e práticas conservacionistas nos SAFs, como o mínimo revolvimento do solo. Isso permite que o carbono do solo se mantenha ou aumente, já que ocorre maior proteção dentro de agregados e menos exposição ao oxigênio (Kay e Vandenbygaart, 2002; Chamen et al., 2003). Há aumento no teor de matéria orgânica do solo, e ocorrem melhoras na macroporosidade e infiltração (Crittenden et al., 2015).

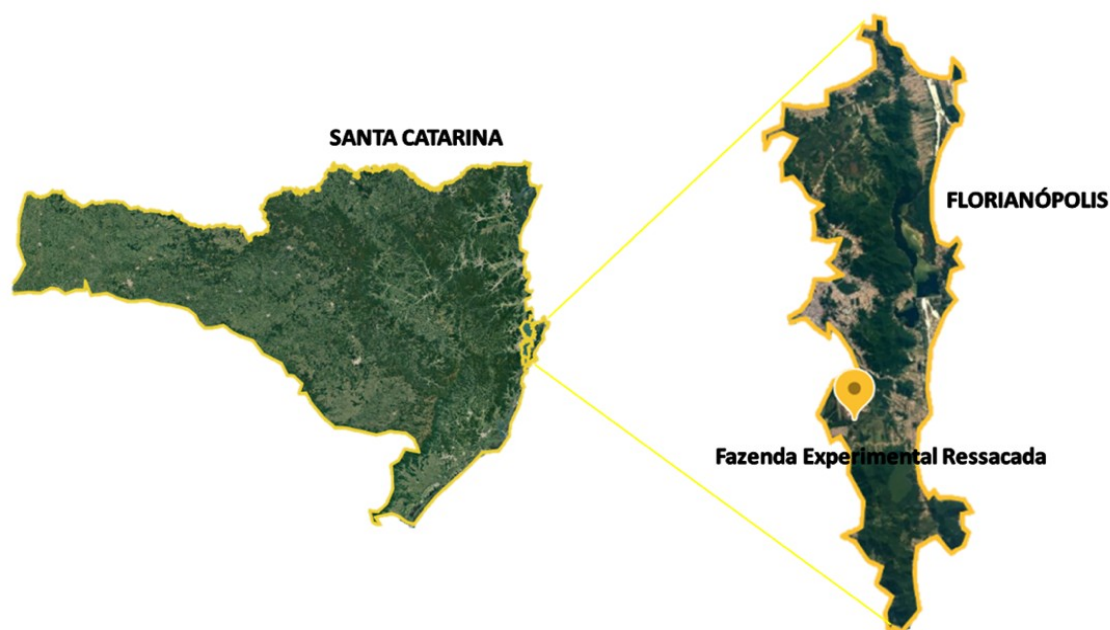
Entre os indicadores microbiológicos mais sensíveis destacam-se o carbono da biomassa microbiana, a atividade enzimática e o quociente metabólico (Alves et al., 2011). Estes parâmetros, quando analisados em conjunto com indicadores físicos e químicos, fornecem uma avaliação abrangente da qualidade do solo (Garcia et al., 2012), sendo fundamentais para monitorar a sustentabilidade dos agroecossistemas.

8. MATERIAL E MÉTODOS

8.1 LOCAL E DELINEAMENTO DOS SISTEMAS AGROFLORESTAIS

O estudo está localizado na Fazenda Experimental da Ressacada na Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Brasil (27 ° 41'7 " S, 48 ° 32'28 " W). A região tem clima subtropical úmido (Cfa—Classificação climática de Köppen). A temperatura média anual é de $21 \pm 4^{\circ}\text{C}$ com uma precipitação média anual de 1.415 ± 435 mm (média $\pm$ padrão desvio padrão, com base em um conjunto de dados de 2008-2016 da estação meteorológica do Aeroporto Internacional de Florianópolis). Umidade relativa do ar média de 82%, insolação total anual variando de 2021 a 2166 horas (Figura 1).

O solo, classificado como Fluvissoilo Quartzarênico, com predomínio de areia de coloração escura decorrente do elevado teor de matéria orgânica (Soil Survey Staff, 2014), tem uma camada de areia profunda de 50-60 cm, com 10% de argila; pH 5,4 e 37g/dm^3 de matéria orgânica na camada de 0–10 cm de profundidade. O local de estudo é um campo agrícola plano a 5-6 m acima do nível do mar que tinha sido usado para a produção de arroz por vários anos antes do estabelecimento do experimento. Uma área de aproximadamente 0,15 ha foi limpa com roçadeira e em seguida, as misturas de espécies de culturas foram plantadas e semeadas manualmente conforme a tabela 1.



Fonte. Elaboração própria

Figura 2. Mapa de Florianópolis e localização da Fazenda Experimental da Ressacada.

Em novembro de 2016, foi implantado o experimento em uma área plana de aproximadamente 1.500 m², com três blocos, os quais contêm três sistemas agroflorestais em parcelas de 28 m × 18 m, com bordadura de 0,5 m para cada parcela, deixando assim uma área útil de 9,0 m x 9,0 m com a finalidade de avaliar a dinâmica sucessional das espécies cultivadas. O ensaio instalado nessa área foi denominado SAF Científico (SC).

Posteriormente, em três anos consecutivos (2019, 2020 e 2021) foi implantado um sistema agroflorestal com as mesmas dimensões e com três repetições, mas com a finalidade de produção de alimentos para fins didáticos, denominado SAF didático (SD). Em 2022 foi implantado um sistema agroflorestal com o intuito de avaliar a densidade espacial das espécies com as mesmas dimensões dos outros SAF, também com três repetições, que foi denominado SAF Pousio (SP).

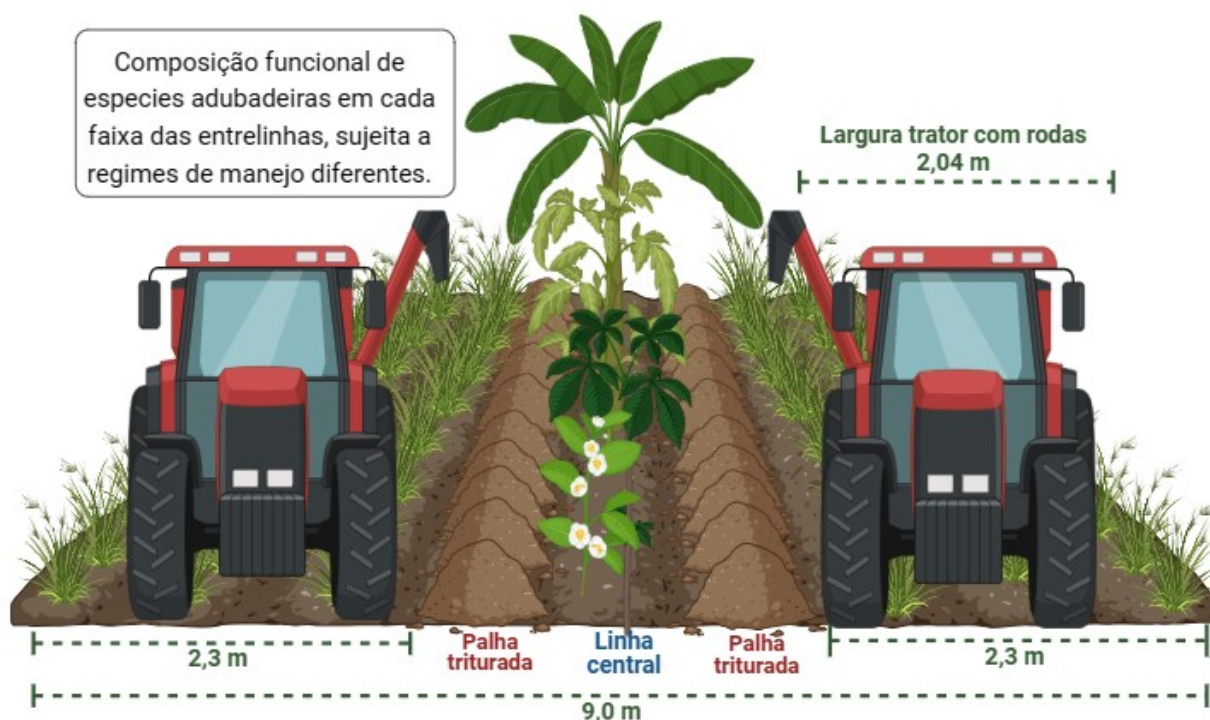
Os três SAF possuem uma linha central com espécies arbóreas e nas laterais espécies gramíneas perenes usadas como adubadeiras manejadas por mecanização e usadas para adubar o mesmo sistema (Figura 3).



Fonte. Adaptado do LEAP, UFSC.

Figura 3. Área de estudo - Sistemas Agroflorestais, fazenda experimental da Ressacada. Cor roxa relacionado aos limites do SAF científico indicando sua linha central de espécies arbóreas dentro de casa SAF (implantado em 2016), cor amarelo relacionado aos limites do SAF Didático, indicando sua linha central de espécies arbóreas dentro de casa SAF (implantado entre 2019 e 2021) e cor verde relacionado aos limites do SAF Pousio, indicando sua linha central de espécies arbóreas dentro de casa SAF (implantado em 2022).

Cada comunidade dos SAF foi replicada de forma aleatória, distribuindo espécies e hábitos de crescimento nos três blocos para um total de nove parcelas. Dentro das parcelas, as espécies foram plantadas em três faixas de acordo com sua forma de crescimento, com uma linha central com espécies arbóreas pioneiras plantadas e os canteiros laterais têm espécies gramíneas perenes. A distribuição das formas de crescimento das plantas nas parcelas é idêntica em todos os três blocos e para os três SAF. (Figura 4).



Fonte. Adaptado do LEAP, UFSC

Figura 4. Divisão por faixas (linha central com espécies arbóreas e laterais gramíneas perenes) dentro do bloco de três Sistemas Agroflorestais de Sucessão.

Os blocos dentro dos SAF a serem avaliados estão distribuídos como mostrado na Figura 5.

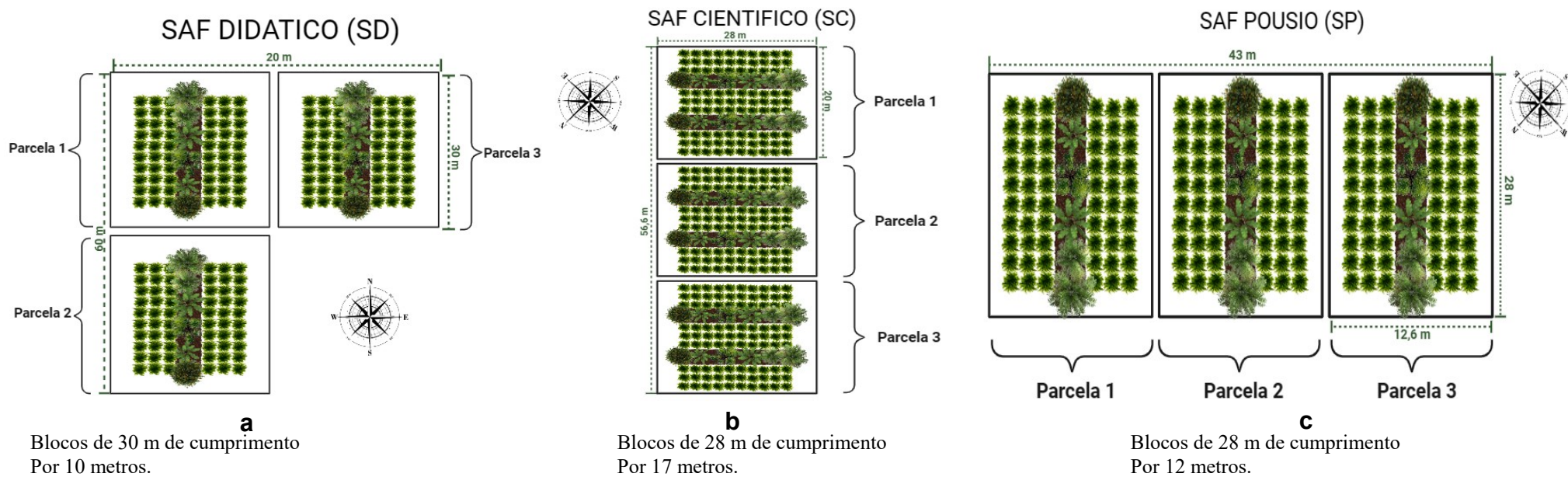


Figura 5. Distribuição espacial dos blocos em três Sistemas Agroflorestais de Sucessão.

8.2 COLETAS DE SOLO

As amostragens foram feitas em cada estação do ano, a fim de avaliar a atividade microbiana. Foram coletadas três amostras compostas na faixa das árvores, e três amostras compostas nas faixas laterais de adubadeiras perenes, obtendo-se seis amostras por blocos e 18 amostras por SAF. (Figura 5), resultando em um total de 54 amostras por estação. As coletas de solo foram realizadas na camada de 0-10 cm, com um trado calador, retirando-se uma amostra de cada para avaliações microbiológicas. Estas amostras foram armazenadas em sacos plásticos hermeticamente fechados, identificados e mantidos em geladeira a 4°C até seu processamento.

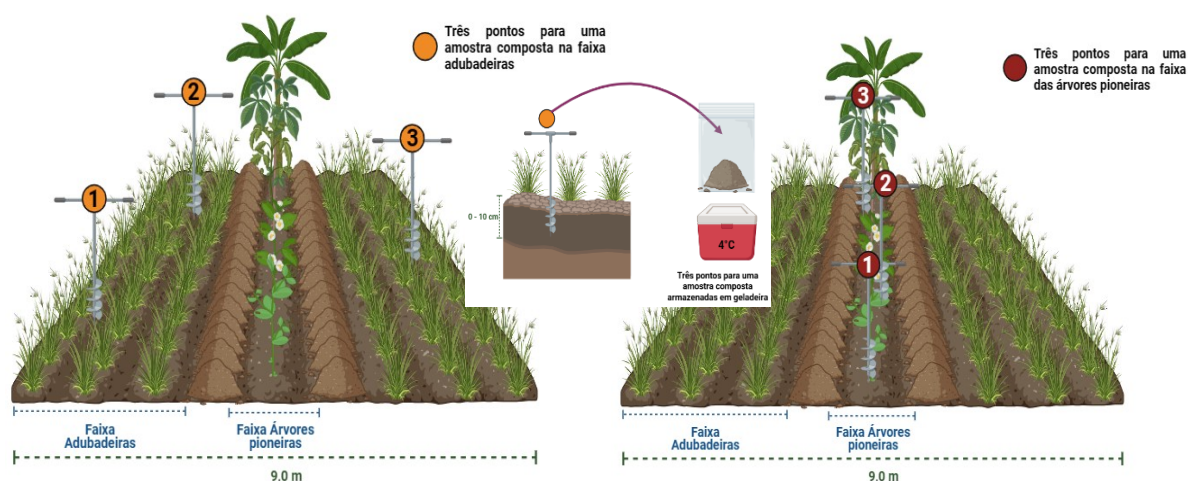


Figura 6. Amostragem de solo na parcela de Sistemas Agroflorestais de Sucessão.

8.3 ANÁLISES DE LABORATÓRIO

Foram avaliados os indicadores microbiológicos respiração basal, carbono microbiano, nitrogênio microbiano, e atividade das enzimas arissulfatase, β -glucosidase, fosfatase ácida e DAF. As avaliações foram feitas nos três SAF divididos em três blocos cada e duas faixas (arbóreas e adubadeiras) com três repetições cada quatro coletas, uma por cada estação, para um total de 270 amostras para cada indicador

8.3.1 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-C)

A quantificação do carbono da biomassa microbiana foi realizada pelo método de fumigação-extração, conforme descrito por Vance et al. (1987). Adotou-se uma relação solo:extrator (K_2SO_4 0,5 M) de 1:2,5 (p/v) e fator de conversão kC de 0,33, conforme Sparling e West (1988). As amostras de solo foram submetidas à fumigação com clorofórmio ($CHCl_3$)

isento de etanol por 24 horas em ambiente escuro a 25°C, seguindo os protocolos de Brookes et al. (1982) e Witt et al. (2000). Após o período de fumigação, procedeu-se à extração do carbono microbiano, com posterior quantificação pelo método Walkley-Black modificado (Tedesco et al., 1995), realizado sem aquecimento externo em chapa. A análise incluiu a digestão a frio das amostras, seguida de titulação com solução de FeSO_4 0,4 N. Paralelamente, foram analisadas amostras-controle não fumigadas para correção dos resultados.

O cálculo final do BMS-C foi realizado mediante a diferença entre o carbono extraído das amostras fumigadas e não fumigadas, aplicando-se o fator de correção kC. Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo brancos de processo em cada série analítica para controle de qualidade. Os reagentes utilizados foram de grau analítico e toda a vidraria foi previamente lavada com solução ácida para evitar contaminações.

8.3.2 NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA DO SOLO (BMS-N)

A quantificação do nitrogênio da biomassa microbiana foi realizada mediante o método de fumigação-extração descrito por Brookes et al. (1982), utilizando-se uma relação solo:extrator (K_2SO_4 0,5 M) de 1:2,5 (p/v) e fator de conversão kN de 0,54. As amostras foram submetidas a fumigação com clorofórmio (CHCl_3) isento de etanol por 24 horas em ambiente escuro a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, seguindo os protocolos estabelecidos por Brookes et al. (1982) e Witt et al. (2000). Após o período de fumigação, procedeu-se à extração do nitrogênio microbiano, seguida de quantificação pelo método de Kjeldahl modificado para microanálises. O processo incluiu destilação por arraste de vapor em sistema Kjeldahl, com posterior titulação por neutralização ácido-base utilizando solução padronizada de H_2SO_4 0,01M como titulante e indicador de ponto final. Foram realizadas análises em paralelo de amostras-controle não fumigadas para correção dos valores obtidos.

O cálculo final do BMS-N foi determinado pela diferença entre o nitrogênio extraído das amostras fumigadas e não fumigadas, aplicando-se o fator kN de 0,54. Todas as determinações foram realizadas em triplicata, incluindo brancos de processo e padrões de referência em cada série analítica para controle de qualidade. Os reagentes utilizados foram de alta pureza (grau analítico) e todo o material foi previamente descontaminado para evitar interferências nos resultados.

8.3.3 RESPIRAÇÃO BASAL MICROBIANA (RBS) E QUOCIENTE METABÓLICO DO SOLO (qCO_2)

A respiração basal microbiana foi quantificada pelo método estático descrito por Anderson & Domsch, K.H. (1993) e adaptado por Mendonça & Matos (2005). Amostras de solo equivalentes a 100 cm³ de solo seco foram incubadas em frascos herméticos contendo 20 mL de NaOH 0,5 mol L⁻¹ como solução absorvente de CO₂, e mantidas em câmara climatizada a 25±0,5°C. Após sete dias de incubação, os frascos foram abertos por 15 minutos para renovação da atmosfera interna, seguindo protocolo padronizado para garantir condições aeróbias durante todo o período experimental.

Para quantificação do CO₂ liberado, alíquotas de 10 mL da solução de NaOH incubada foram transferidas para erlenmeyers, onde se adicionaram 10 mL de BaCl₂ 0,05 mol L⁻¹ para precipitação dos carbonatos. A titulação foi realizada com HCl 0,25 mol L⁻¹ padronizado, utilizando fenolftaleína 1% como indicador de ponto final. A respiração basal foi expressa em mg de C-CO₂ liberado por 100 cm³ de solo em sete dias, com correções para brancos incubados simultaneamente. Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com padrões de carbonato de sódio.

O quociente metabólico (qCO_2) foi calculado conforme Anderson & Domsch (1993) pela relação entre a respiração basal (mg C-CO₂ kg⁻¹ solo dia⁻¹) e o conteúdo de carbono da biomassa microbiana (mg C kg⁻¹ solo), conforme a equação: $qCO_2 = RBS/CBM$. Este índice foi expresso em mg C-CO₂ kg⁻¹ CBM dia⁻¹, permitindo avaliar a eficiência metabólica da microbiota edáfica.

8.3.4 ATIVIDADE DA β -GLUCOSIDASE

A atividade da enzima β -glicosidase foi quantificada seguindo o método espectrofotométrico desenvolvido por Eivazi e Tabatabai (1988) e posteriormente padronizado por Tabatabai (1994). Em frascos Erlenmeyer de 50 mL, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg), 4,0 mL de tampão universal modificado (MUB pH 6,0) e 1,0 mL de solução de p-nitrofenil- β -D-glicopiranosídeo (PNG) 50 mM, preparada no mesmo tampão. As amostras foram homogeneizadas por agitação manual vigorosa por 30 segundos e incubadas em estufa BOD a 37±0,5°C por 60 minutos, com controle do tempo de reação.

Após o período de incubação, a reação enzimática foi interrompida pela adição de 1,0 mL de CaCl_2 0,5 M e 4,0 mL de solução tampão THAM 0,1 M (pH 12,0). A mistura foi agitada por 15 segundos e imediatamente filtrada em papel de filtro qualitativo Whatman nº 2, descartando-se os primeiros 2 mL do filtrado para evitar interferências. A concentração de p-nitrofenol (pNP) liberado foi determinada por leitura espectrofotométrica a 410 nm em cubetas de quartzo de 1,0 cm de caminho óptico, utilizando espectrofotômetro previamente calibrado com curva padrão de pNP de 0 a 100 $\mu\text{mol L}^{-1}$.

A atividade enzimática foi expressa em μmol de pNP liberado por grama de solo por hora ($\mu\text{mol pNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$), calculada a partir da equação da curva padrão e corrigida pelos brancos de reação contendo todos os reagentes exceto o substrato PNG. Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com amostras padrão de atividade conhecida. O método apresentou sensibilidade para detectar variações na atividade enzimática do solo, com limite de detecção de 0,05 $\mu\text{mol pNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

8.3.5 ATIVIDADE DA FOSFATASE ÁCIDA

A atividade da fosfatase ácida foi quantificada seguindo o método espectrofotométrico proposto por Eivazi & Tabatabai (1988), com adaptações para otimização do procedimento. Em tubos de ensaio, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg), 0,2 mL de tolueno (para inibição da atividade microbiana durante a incubação), 4,0 mL de tampão universal modificado (MUB pH 6,5) e 1,0 mL de solução de p-nitrofenil fosfato (PNF) 0,025 M como substrato específico. As amostras foram homogeneizadas em vortex por 30 segundos e incubadas em banho-maria a $37 \pm 0,5^\circ\text{C}$ por 60 minutos, com agitação periódica a cada 15 minutos para garantir homogeneidade da reação. Após o período de incubação, a reação foi interrompida pela adição de 1,0 mL de solução de CaCl_2 0,5 M e 4,0 mL de solução tampão THAM 0,1 M (pH 11,0). O meio reacional foi filtrado em papel Whatman nº 42, descartando-se os primeiros 2 mL do filtrado. A quantificação do p-nitrofenol (pNP) liberado foi realizada por leitura espectrofotométrica a 400 nm, utilizando cubetas de quartzo de 1 cm de caminho óptico. Uma curva padrão de pNP (0 a 100 $\mu\text{g mL}^{-1}$) foi preparada simultaneamente para conversão dos valores de absorbância.

A atividade enzimática foi expressa em μg de pNP liberado por grama de solo por hora ($\mu\text{g pNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$), calculada a partir da equação da curva padrão após correção pelos brancos de reação (contendo todos os reagentes exceto o substrato PNF). Todas as determinações

foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com amostras padrão de atividade conhecida.

8.3.6 ATIVIDADE DA ARISULFATASE

A atividade da arilsulfatase foi determinada conforme metodologia descrita por Tabatabai (1994), com adaptações para otimização analítica. Em frascos Erlenmeyer de 50 mL esterilizados, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg), 4,0 mL de tampão acetato de sódio 0,5 M (pH 5,8) e 1,0 mL de solução de p-nitrofenil sulfato (PNS) 50 mM preparada no mesmo tampão. As amostras foram homogeneizadas por agitação manual vigorosa por 30 segundos e incubadas em estufa bacteriológica a $37\pm0,5^{\circ}\text{C}$ por 60 minutos, com controle do tempo de incubação e condições de esterilidade.

Após o período de incubação, a reação enzimática foi interrompida pela adição de 1,0 mL de CaCl_2 0,5 M (para precipitação de interferentes) e 4,0 mL de NaOH 0,5 M (para alcalinização do meio e desenvolvimento de cor). A mistura reacional foi filtrada imediatamente em papel de filtro qualitativo Whatman nº 42, descartando-se os primeiros 2 mL do filtrado. A quantificação do p-nitrofenol liberado foi realizada por leitura espectrofotométrica a 410 nm em cubetas de quartzo de 1,0 cm de caminho óptico, utilizando espectrofotômetro previamente calibrado com curva padrão de p-nitrofenol ($0\text{--}100\ \mu\text{mol L}^{-1}$).

A atividade enzimática foi expressa em μmol de p-nitrofenol liberado por grama de solo por hora ($\mu\text{mol pNP g}^{-1}\text{ h}^{-1}$), calculada a partir da equação da curva padrão após correção pelos brancos de reação (contendo todos os reagentes exceto o substrato PNS). Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com amostras padrão de atividade conhecida.

8.3.7 HIDRÓLISE DO DAF

A atividade microbiológica global foi estimada mediante o método de hidrólise do diacetato de fluoresceína (DAF), conforme descrito por Schnürer & Rosswall (1982). Em tubos Falcon estéreis de 15 mL, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg) e 10 mL de solução tampão fosfato de potássio 0,1 M (pH 7,5). As amostras foram pré-homogeneizadas por agitação orbital a 100 rpm por 15 minutos para equilíbrio do sistema. Em seguida, adicionou-se 0,1 mL de solução estoque de DAF (4,8 mM em acetona) e procedeu-se a incubação por 120 minutos em agitador orbital a 125 rpm e temperatura controlada ($25\pm1^{\circ}\text{C}$), garantindo condições padronizadas para a reação enzimática.

Após o período de incubação, a reação foi interrompida pela adição de 0,2 mL de clorofórmio (grau analítico) e agitação vigorosa por 30 segundos. As amostras foram centrifugadas a 3.000 g por 2 minutos para sedimentação das partículas do solo. O sobrenadante foi filtrado em membrana de nitrocelulose de 0,45 µm e a absorbância do filtrado foi medida imediatamente em espectrofotômetro a 490 nm, utilizando cubetas de quartzo de 1,0 cm de caminho óptico. Paralelamente, foram processadas amostras-controle (sem adição de DAF) para correção da fluorescência natural do solo e de possíveis interferentes.

A quantificação da fluoresceína liberada foi realizada mediante curva padrão preparada com concentrações conhecidas de fluoresceína sódica (0 a 100 µg mL⁻¹) nas mesmas condições experimentais. A atividade enzimática foi expressa em µg de fluoresceína liberada por grama de solo por hora (µg FL g⁻¹ h⁻¹), calculada a partir da equação da curva padrão após subtração dos valores dos controles. Todas as análises foram realizadas em triplicata, sob condições assépticas, com controle de qualidade incluindo padrões de referência em cada série analítica.

Após a obtenção dos resultados, os dados foram submetidos à análise estatística utilizando ANOVA (análise de variância) unidirecional, complementada por um teste de comparação de médias post-hoc (Tukey), adotando-se um nível de significância de $p < 0,05$ para verificar diferenças significativas entre os tratamentos.

9 RESULTADOS

9.1 pH do Solo

O pH do solo apresentou diferenças significativas em função do tempo de estabelecimento dos SAFs, bem como das estações do ano. Em relação aos SAFs, observou-se uma tendência de redução do pH com o aumento do tempo de implantação: o SAF com um ano apresentou o maior valor médio (6.0), seguido pelo SAF de 4 anos (5.9) e, finalmente, pelo SAF de 6 anos (5.6), que registrou o menor valor (Tabela 2).

Tabela 2 - pH do solo nas estações em Sistemas Agroflorestais (SAF) com um, quatro e seis anos de implantação.

Tratamentos	pH em água				Média
	Verão	Outono	Inverno	Primavera	
SAF 1 ano	5.5	6.3	6.1	5.9	6.0 a
SAF 4 anos	5.7	6.2	5.7	5.9	5.9 ab
SAF 6 anos	5.2	6.0	5.4	5.9	5.6 b
Média	5.5 d	6.2 a	5.7 c	5.9 b	

* Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Em relação às estações, o outono destacou-se com o maior valor médio de pH (6.2), seguido pela primavera (5.9), inverno (5.7) e verão (5.5). Os resultados sugerem que tanto o tempo de estabelecimento dos SAF quanto as variações das estações influenciam o pH do solo, com uma tendência de acidificação ao longo do tempo nos sistemas mais antigos. Em relação as faixas de linha e entrelinhas dos SAFs não apresentaram diferenças significativas no pH (Tabela 3).

Tabela 3 - pH do solo das entrelinhas (EL) com espécies adubadeiras e linhas centrais (LC) com espécies arbóreas em Sistemas Agroflorestais (SAF) com um, quatro e seis anos de implantação.

Tratamentos	pH em água		Média
	EL	LC	
SAF 1 ano	6,0	5.9	6.0 a
SAF 4 anos	5.9	5.8	5.9 ab
SAF 6 anos	5.6	5.6	5.6 b
Média	5.8 a	5.8 a	

*Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

9.2 Carbono da biomassa microbiana (CBM)

Os teores de carbono da biomassa microbiana (CBM) variaram entre os Sistemas Agroflorestais (SAFs) analisados. Os SAFs mais antigos (4 e 6 anos) apresentaram teores de CBM maiores que o SAF de 1 ano, indicando uma tendência de estabilização do estoque de carbono microbiano ao longo do tempo. Por outro lado, o SAF de 1 ano demonstrou estar em fase inicial de acumulação, sugerindo que o desenvolvimento do sistema agroflorestal promove um aumento progressivo na biomassa microbiana do solo (Figura 7A).

Em relação à sazonalidade, não foram observadas diferenças nas estações, exceto no outono, que apresentou os menores teores de CBM (Figura 7B). Quanto à distribuição espacial, a faixa central (com árvores) registrou teores de CBM superiores às entrelinhas com espécies adubadeiras, reforçando a influência da vegetação lenhosa na manutenção da atividade microbiana (Figura 7C).

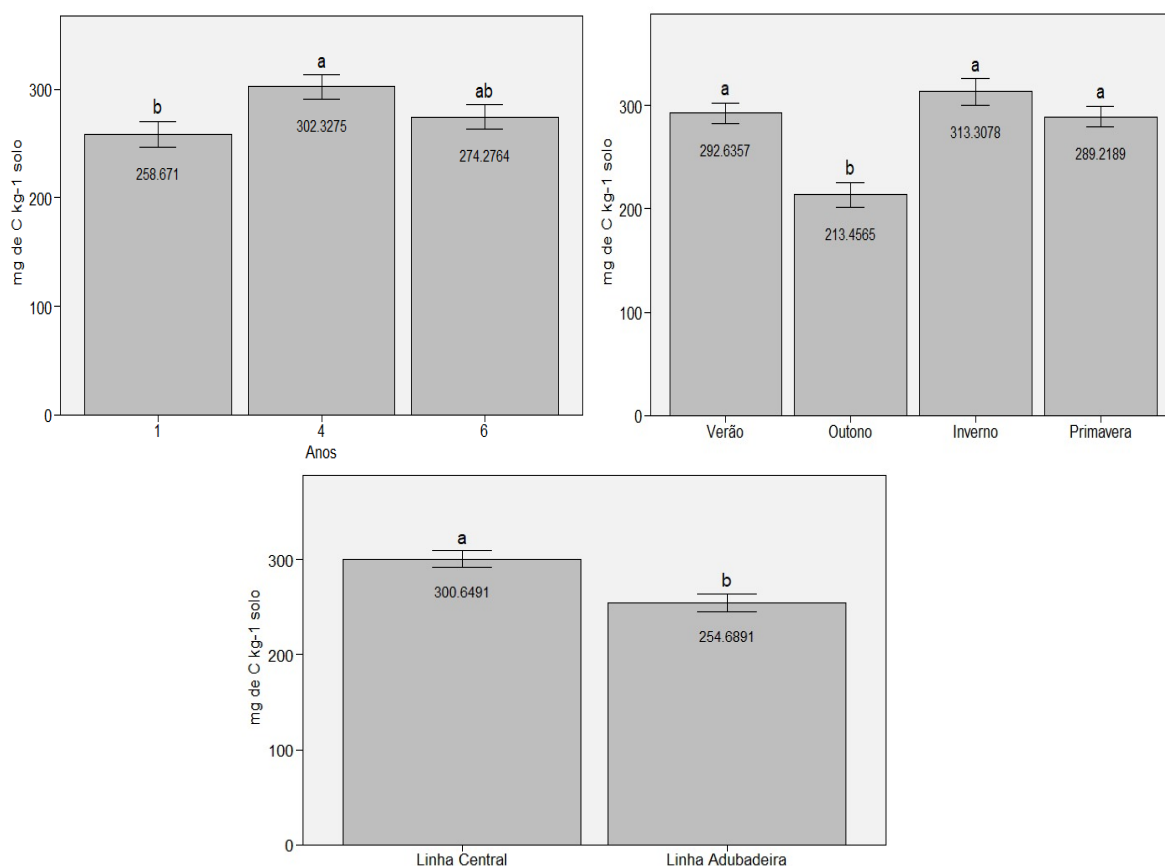


Figura 7. Carbono da biomassa microbiana (CBM) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação (A), CBM dos três sistemas agroflorestais nas estações do ano (B) e CBM nas faixas com espécies arbóreas (linha central) e faixas com espécies gramíneas perenes (linha adubadeiras) (C). Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

9.3 Nitrogênio da biomassa microbiana (BMS-N)

Os teores de nitrogênio da biomassa microbiana do solo (BMS-N) não apresentaram diferenças em função do tempo de estabelecimento dos SAFs - 1, 4 e 6 anos (Figura 8A), e da mesma forma não foram detectadas diferenças as faixas de amostragem (Figura 8C). Porém, encontraram-se diferença entre as estações nos teores de BMS-N (Figura 8B).

O outono destacou-se com a maior concentração de nitrogênio microbiano ($40,5 \mu\text{g g}^{-1}$), seguido pelo inverno ($33,8 \mu\text{g g}^{-1}$). Em contraste, as estações mais quentes - primavera e verão, apresentaram os menores valores, ambos próximos de $28 \mu\text{g g}^{-1}$. Esses resultados sugerem que a dinâmica do nitrogênio microbiano no solo está intimamente associada a flutuações das estações, provavelmente mediadas por fatores climáticos e variações na atividade biológica ao longo do ano.

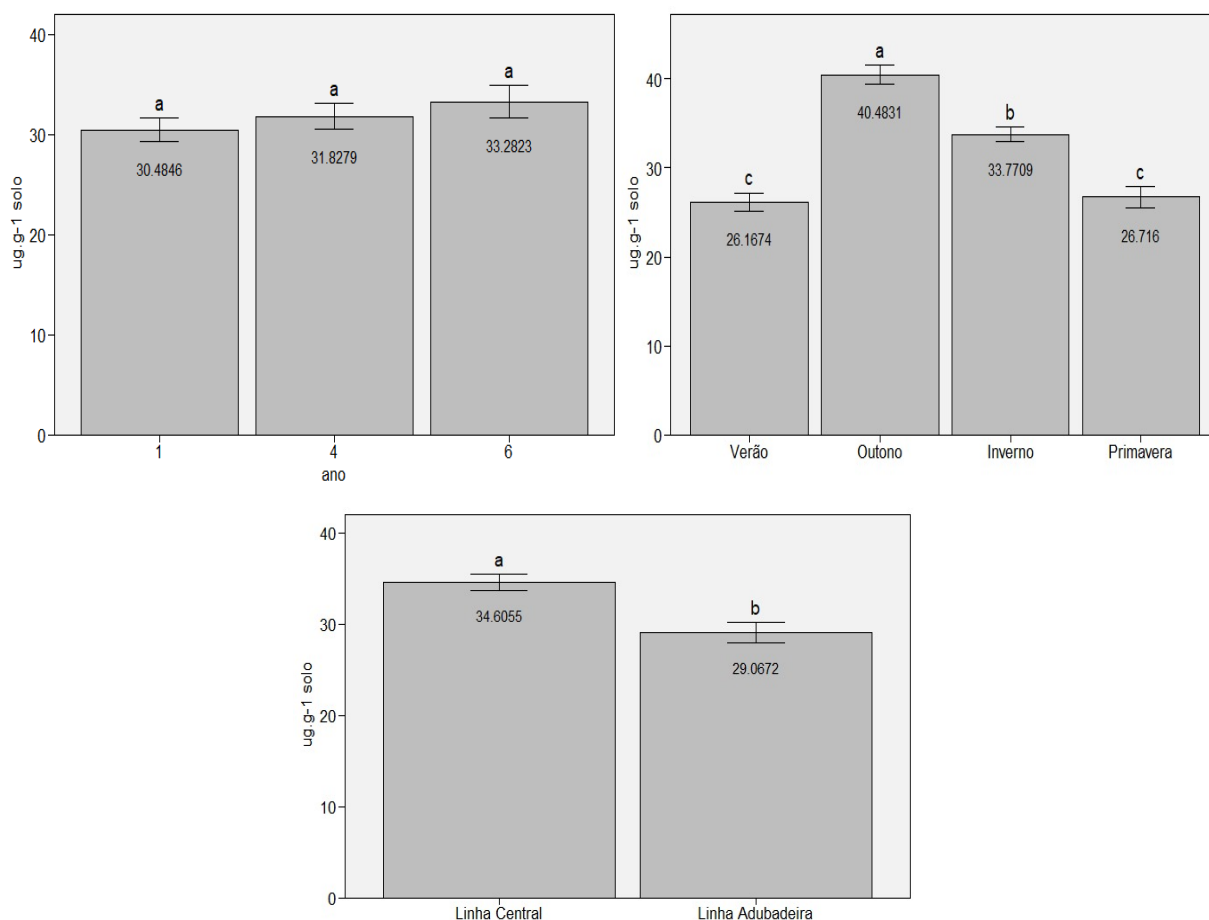


Figura 8. Nitrogênio da biomassa microbiana do solo (BMS-N) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação (A), BMS-N dos três sistemas agroflorestais nas estações do ano (B) e BMS-N nas faixas com espécies arbóreas (linha central) e faixas com espécies gramíneas perenes (linha adubadeiras) (C). Médias seguidas pelas mesmas letras, nas linhas, para o mesmo parâmetro avaliado, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

9.4 Respiração Basal (RBS)

A respiração basal do solo (RBS) apresentou diferenças entre os diferentes tempos de implantação dos SAFs (Figura 9). O SAF com seis anos de estabelecimento apresentou os maiores valores de RBS ao longo das estações, indicando uma maior atividade microbiana, possivelmente associada à maior estabilização do sistema, maior aporte de resíduos orgânicos e uma comunidade microbiana mais desenvolvida. Em contrapartida, o SAF com quatro anos apresentou os menores valores de respiração basal, sugerindo uma fase de transição do sistema, ainda em processo de estabilização ecológica. O SAF de um ano mostrou valores intermediários, porém mais próximos ao SAF de seis anos nas estações de outono e inverno.

Em relação às estações, a RBS apresentou variação, com destaque para o outono, onde a diferença entre os sistemas foi mais acentuada, com o SAF de seis anos registrando os maiores valores. O inverno apresentou valores ligeiramente menores, mas ainda evidenciando diferença entre os SAFs. Já nas estações de verão e primavera, os valores de RBS se aproximaram entre os diferentes SAFs, especialmente na primavera, estação em que as médias convergiram.

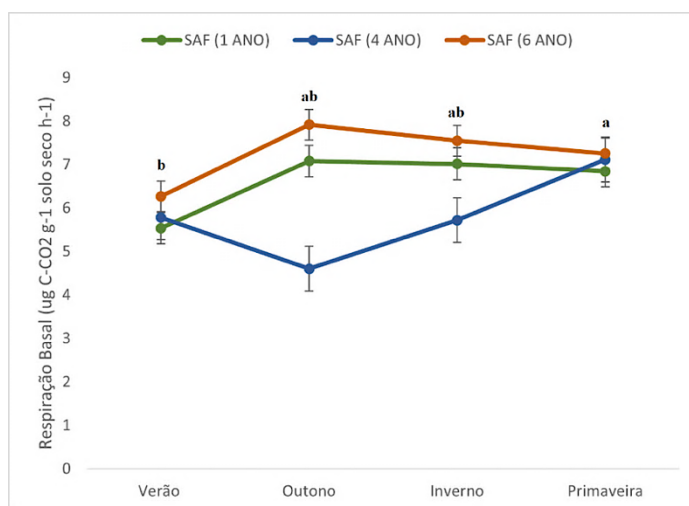


Figura 9. Respiração basal do solo (RBS) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação nas estações do ano. Médias seguidas pelas mesmas letras, nas linhas, para o mesmo parâmetro avaliado, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

9.5 QUOCIENTE METABÓLICO (qCO_2)

O quociente metabólico (qCO_2) teve diferenças significativas entre os Sistemas Agroflorestais (SAFs) avaliados (Tabela 4). O SAF com quatro anos de implantação apresentou os menores valores de qCO_2 ($21,2 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$), diferindo estatisticamente dos SAFs de um ($26,8 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$) e seis anos ($28,8 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$). Essa diferença pode indicar maior eficiência do uso do carbono microbiano no SAF intermediário. Do ponto de vista sazonal, os maiores valores de qCO_2 foram observados durante o outono ($32,4 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$), significativamente superior aos registrados nas demais estações. O aumento do qCO_2 no outono pode estar relacionado ao acúmulo de material orgânico mais recalcitrante e a possíveis mudanças microclimáticas, como o aumento da umidade do solo, que estimulam a atividade respiratória microbiana, mas sem necessariamente refletir em maior incorporação de carbono à biomassa. Nas demais estações (verão, inverno e primavera), os valores de qCO_2 não diferiram entre si, com médias entre $21,2$ e $25,7 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$.

Tabela 4. Quociente metabólico (qCO_2) do solo nas estações do ano em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação

Tratamentos	qCO_2				Média
	Verão	Outono	Inverno	Primavera	
1	20.0	39.7	23.8	23.8	26.8 ab
4	20.5	22.5	18.2	23.9	21.2 b
6	23.2	35.0	27.6	29.3	28.8 a
Média	21.2 b	32.4 a	23.2 b	25.7 ab	

* Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

A Tabela 5 mostra diferenças nos valores de qCO_2 entre as faixas de cultivo dos sistemas agroflorestais (SAFs), sendo que a linha de espécies lenhosas (EL) apresentou valores superiores ($27,3 \mu g C-CO_2 \mu g^{-1} Cmic h^{-1}$) em comparação à linha de espécies adubadeiras (LC), que obteve média de $23,5 \mu g C-CO_2 \mu g^{-1} Cmic h^{-1}$. Esses resultados indicam uma maior atividade respiratória microbiana nas faixas compostas por espécies arbóreas.

Tabela 5. Quociente metabólico (qCO_2) do solo nas entrelinhas (EL) com espécies adubadeiras e Linhas Centrais (LC) com espécies arbóreas em Sistemas Agroflorestais (SAF) com um, quatro e seis anos de implantação

Tratamentos	qCO_2		Média
	EL	LC	
1	28.6	24.0	26.3 ab
4	21.4	21.3	21.3 b
6	31.9	25.2	28.5 a
Média	27.3 a	23.5 b	

* Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

9.6 ATIVIDADE ENZIMÁTICA DO SOLO

A atividade enzimática do solo em SAFs de diferentes idades indicou padrões distintos na dinâmica microbiana e na ciclagem de nutrientes. Entre as quatro enzimas analisadas, β -glucosidase e diacetato de fluoresceína (DAF) destacaram-se com as maiores atividades (Figura 10 e 11), indicando sensibilidade a mudanças na atividade microbiana e no metabolismo microbiano do solo nesses sistemas.

O outono apresentou maior variação na atividade enzimática em comparação à primavera. O inverno manteve valores constantes para todas as enzimas, exceto para fosfatase ácida (Figura 12). A arilsulfatase diferiu entre SAFs de 4 e 6 anos. A β -glucosidase não apresentou variações entre os três sistemas avaliados. A fosfatase ácida registrou diferenças entre SAFs de 1 e 4 anos e a DAF não variou entre SAFs de 4 e 6 anos, mas exibiu os menores valores no sistema de um ano (Figura 12 e 13). Além disso, as faixas analisadas não mostraram diferenças significativas entre si quanto à atividade enzimática.

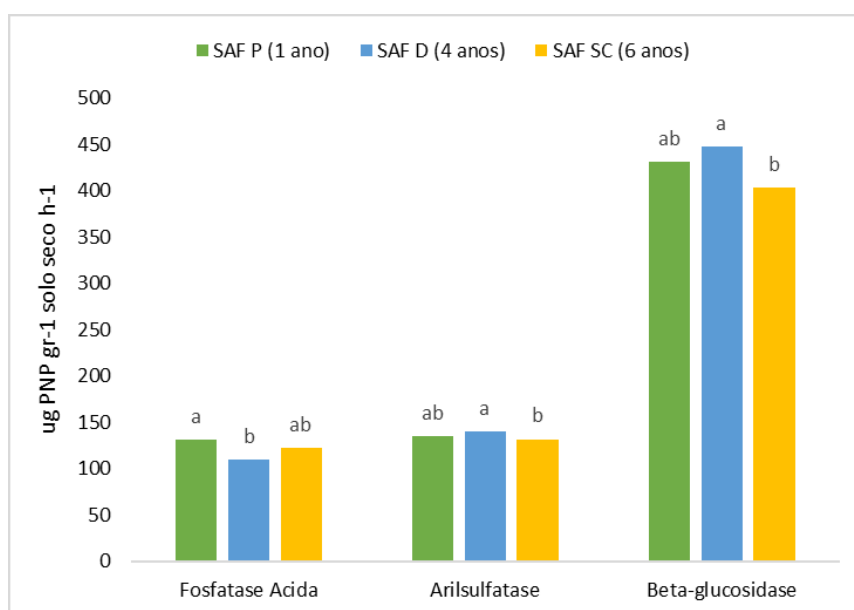


Figura 10. Atividade de B-glucosidase, fosfatase acida e arilsulfatase em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação. Médias seguidas pelas mesmas letras, para a mesma variável, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

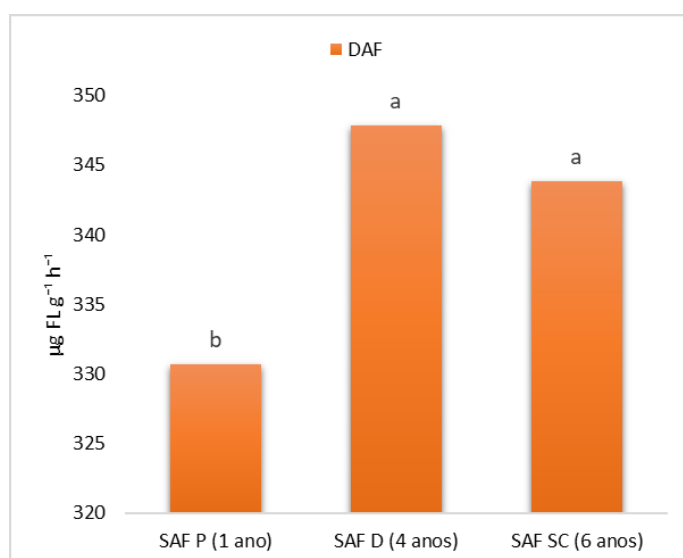


Figura 11. Hidrolise do diacetato de fluorosceína (DAF) em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

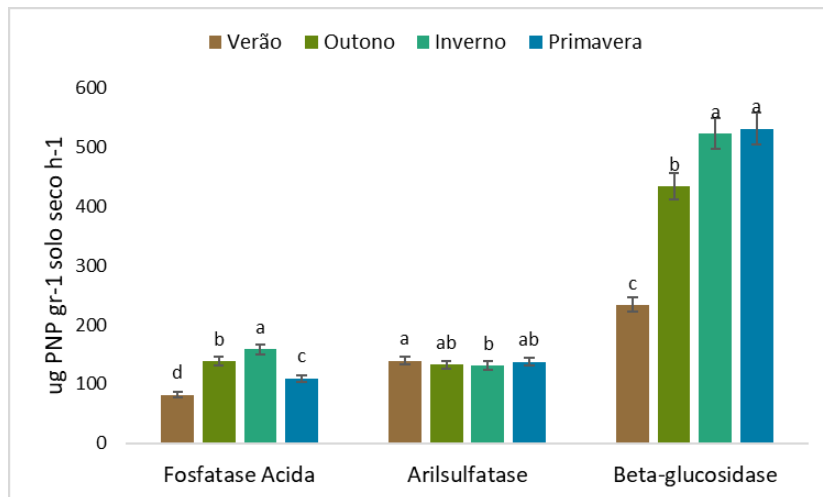


Figura 12. Atividade enzimática nas quatro estações do ano em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

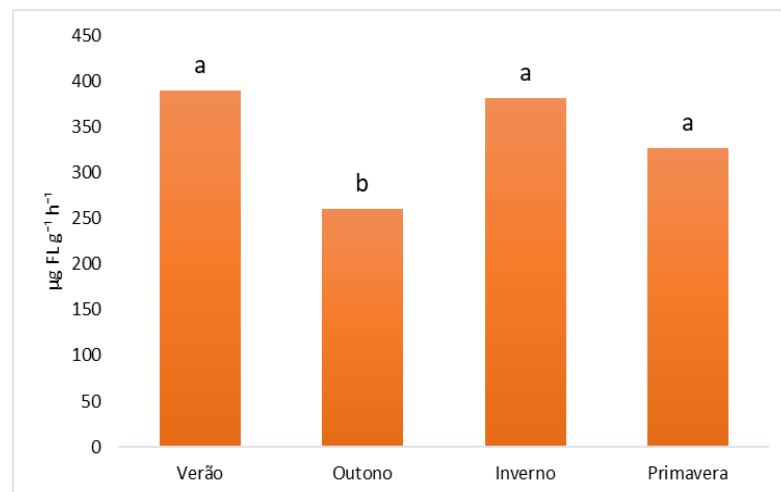


Figura 13. Hidrólise do DAF nas quatro estações do ano em sistemas agroflorestais com um, quatro e seis anos de implantação. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

10 DISCUSSÃO

10.1 Carbono e Nitrogênio da biomassa microbiana

Os teores de carbono da biomassa microbiana do solo (CBM) apresentaram variações em função da idade dos SAFs, estações do ano e faixas de amostragem (Figura 7). O CBM em sistemas de 4 e 6 anos tem teores 25-30% superiores aos de 1 ano (Figura 7A), o que indica um processo de acúmulo da matéria orgânica e desenvolvimento da comunidade microbiana ao longo do tempo. Este resultado coincide com estudos mostrando que maiores aportes de serapilheira e exsudatos radiculares em sistemas consolidados fornecem substratos para microrganismos de forma contínua (Leff et al., 2015). A estabilidade e a maturidade de sistemas agroflorestais favorecem a formação de comunidades microbianas mais ativas e eficientes na ciclagem de nutrientes (Jiang et al., 2017; Banerjee et al., 2016).

Os dados coincidem com os de Pezarico et al. (2013), que concluíram que em sistemas agroflorestais o carbono da biomassa microbiana do solo (CBM) tende a se estabilizar em sistemas de maior idade. O aumento do carbono ao longo do tempo também pode estar associado à maior deposição de serapilheira e à complexidade estrutural de SAFs com maior idade, que promovem ambientes mais favoráveis à atividade microbiana (Cardoso et al., 2013).

Em relação às estações do ano (Figura 7B), o outono apresentou os menores valores de CBM, diferindo significativamente das demais estações. Essa redução pode estar relacionada com o decréscimo na disponibilidade de água e variações de temperatura e umidade (Tabela 6), com condições mais secas, limitando a atividade microbiana (Fierer et al., 2003). Por outro lado, o inverno apresentou valores elevados, possivelmente devido à decomposição lenta da serapilheira produzida nos meses anteriores e à menor volatilização de nutrientes, o que favorece o acúmulo de carbono no solo (Souza et al., 2011).

Na comparação entre as faixas amostradas (Figura 7C), observou-se que a linha central, onde estão localizadas as árvores nativas, teve teores maiores de CBM do que as entrelinhas compostas por espécies gramíneas adubadeiras. Este resultado destaca a importância do componente arbóreo na dinâmica do carbono do solo, uma vez que as árvores contribuem com maior aporte de raízes, gerando exsudação radicular diferenciada; as árvores liberam compostos labiais que estimulam a atividade microbiana (Lal, 2004). De maneira similar, Maia et al. (2007) verificaram que as áreas sob sistemas agroflorestais tiveram maior teor de carbono orgânico que áreas de cultivo convencional. A presença de plantas nas linhas de plantio pode influenciar a atividade microbiana do solo, levando a um maior acúmulo de carbono orgânico (Kumar, 2024). Por outro lado, a adoção de sistemas agroflorestais resulta em maior acúmulo de carbono no solo, especialmente nas faixas de espécies lenhosas, independentemente da distância em relação às árvores (De Stefano & Jacobson, 2018).

Os teores de nitrogênio da biomassa microbiana do solo (BMS-N) revelaram variação entre as estações do ano, com os maiores valores no outono ($40,5 \mu\text{g g}^{-1}$) e no inverno ($33,8 \mu\text{g g}^{-1}$), enquanto a primavera e o verão tiveram teores mais baixos, em torno de $28 \mu\text{g g}^{-1}$. Essa tendência sugere que fatores ligados às estações, como temperatura, umidade e disponibilidade da biomassa vegetal, afetam diretamente a atividade microbiana e a ciclagem de nutrientes no solo. Demonstrou-se que a biomassa microbiana do solo é altamente sensível às variações das estações: em ecossistemas mediterrâneos e que os teores de carbono e nitrogênio da biomassa microbiana atingem valores máximos no outono e mínimos no verão, refletindo as condições climáticas adversas durante os períodos mais quentes e secos

(Evangelou et al., 2021). Vasconcelos et al. (2005) concluíram que a umidade do solo afeta a atividade microbiana e, consequentemente, os níveis de nitrogênio microbiano. Aqueles autores observaram menores valores de BMS-N em estações secas como verão e maiores valores para estações úmidas, como outono e inverno. Da mesma forma, os maiores valores de biomassa microbiana em florestas de clima frio foram registrados durante a estação chuvosa, atribuídos à maior disponibilidade de nutrientes provenientes da decomposição da serapilheira e à atividade microbiana intensificada pelas condições de alta umidade e temperatura (Manral et al., 2023).

Nesse contexto a ausência de diferenças nos teores de BMS-N (Figura 8) entre os diferentes tempos de estabelecimento dos SAFs e entre as faixas de amostragem sugere que a maturidade do sistema e a faixa de amostragem têm menor influência sobre a biomassa microbiana do que as condições estacionais. Isso destaca a importância de considerar os fatores climáticos na gestão e avaliação da qualidade do solo em sistemas agroflorestais. Além disso, a biomassa microbiana do solo é reconhecida como um indicador sensível da qualidade do solo, refletindo mudanças na matéria orgânica e na disponibilidade de nutrientes (Gamma-Rodrigues et al., 2005). Em solos sob diferentes coberturas florestais, os teores de BMS-N variam conforme a qualidade da serapilheira e seu conteúdo de nutrientes, afetando a atividade microbiana e a ciclagem de nitrogênio (Saha et al., 2018).

Houve diferenças significativas entre faixas de linhas e entrelinhas. Hu et al. (2011) avaliaram o nitrogênio microbiano em solos de cultivo de algodão e encontraram diferenças entre as áreas de cultivo em linha e fora da linha. O manejo similar nos sistemas pode influir na sensibilidade do indicador de nitrogênio microbiano, além do período do tempo e fatores ecossistêmicos como diversidade de espécies.

10.2 Respiração basal do solo e quociente metabólico

A RBS variou entre os SAFs com diferentes tempos de estabelecimento (Figura 9), sendo mais elevada no SAF de seis anos, seguida pelo de um ano, e menor no de quatro anos. Além disso, a RBS apresentou variações entre as estações, com destaque para o outono, estação em que as diferenças entre os sistemas foram mais acentuadas. Estudos indicam que sistemas agroflorestais mais maduros tendem a apresentar maior biomassa microbiana e atividade enzimática mais elevada, resultando em maior respiração do solo (Batista et al., 2009). Uma elevada taxa respiratória indica intensa atividade biológica, característica desejável, pois pode refletir uma transformação mais rápida de resíduos orgânicos em nutrientes disponíveis para as plantas. Essa diferença pode estar associada à densidade de

material vegetal no solo e ao estágio de desenvolvimento de cada sistema em comparação aos demais SAFs. Além disso, a composição vegetal desses sistemas pode influenciar a RBS, uma vez que diferentes espécies promovem distintas taxas de decomposição da matéria orgânica.

Houve diferença significativa entre as estações de inverno e outono, sendo esta última a que apresentou maior variação entre os sistemas (Figura 9). A RBS é influenciada pela temperatura do solo e pela disponibilidade de água, fatores que variam segundo as estações. Um estudo realizado em floresta tropical demonstrou maior respiração do solo durante a estação chuvosa, quando a umidade do solo era mais elevada, em comparação ao período seco (Tomotsune et al., 2013). Além disso, a decomposição da serapilheira acumulada durante o verão pode contribuir para o aumento da RBS no outono. A menor RBS observada no inverno pode ser atribuída às temperaturas mais baixas (Tabela 6), que reduzem a atividade microbiana e, conseqüentemente, a decomposição da matéria orgânica. Em regiões de clima temperado, a RBS é significativamente menor no inverno, refletindo a diminuição da atividade biológica do solo (Tomar et al., 2020).

O sistema agroflorestal (SAF) com quatro anos de implantação registrou os menores valores médios de quociente metabólico (qCO_2 : $21,2 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$) (Tabela 5), diferindo dos SAFs de um ($26,8 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$) e seis anos ($28,8 \mu g \text{ C-CO}_2 \mu g^{-1} \text{ Cmic h}^{-1}$). Esses resultados indicam maior eficiência no uso do carbono pela biomassa microbiana no SAF intermediário, uma vez que menores valores de qCO_2 refletem comunidades microbianas com menor estresse ambiental e maior capacidade de imobilização de carbono, reduzindo perdas por respiração em relação ao carbono microbiano total (Gamma-Rodrigues et al., 2005; Silva et al., 2012). Estudos em sistemas agroflorestais demonstram que o qCO_2 é sensível ao estágio de desenvolvimento do sistema, sendo influenciado pela disponibilidade de resíduos orgânicos e condições microclimáticas (Da Silva et al., 2016).

Os maiores valores de qCO_2 nos SAFs de um e seis anos podem estar associados a condições de estresse, relacionados com o manejo ou variações nas estações. Trabalhos como o de Silva et al. (2012) vinculam qCO_2 elevado a sistemas sob distúrbios, como seca, revolvimento do solo, situações em que a microbiota gasta mais energia para manutenção celular que para crescimento. Da mesma maneira, isso pode explicar a entrada de matéria orgânica e a diversidade vegetal do SAF mais novo, com um ano, que ainda está estabelecendo interações microbianas, enquanto sistemas maduros, como o de seis anos, podem apresentar maior competição por recursos, explicando as taxas metabólicas mais elevadas (Da Silva et al., 2016).

As linhas de espécies adubadeiras apresentaram qCO_2 mais elevado que as linhas centrais. Essas faixas estão sujeitas a maior estresse devido à cobertura vegetal e ao manejo das gramíneas perenes, que são incorporadas ao sistema. Esse processo aumenta o qCO_2 nas faixas adubadeiras, indicando menor eficiência da biomassa microbiana em imobilizar carbono e nutrientes (Da Silva et al., 2016). No presente caso, essa tendência pode estar associada à redução da atividade e à morte das raízes das plantas herbáceas que cobrem essas linhas.

10.3 Atividade enzimática: arilsulfatase, β -glucosidase, fosfatase ácida e DAF

A β -glucosidase, envolvida na degradação da celulose e na liberação de glicose para os microrganismos, apresentou alta atividade em todos os SAFs, sem diferenças entre os tempos de implantação do SAF (Figura 10). Esse comportamento corrobora os achados de Tabatabai (1994) e Bandick e Dick (1999), que destacam a β -glucosidase como uma enzima estável e pouco afetada por variações das estações ou por práticas de manejo em sistemas com cobertura vegetal contínua. Sua alta atividade sugere um acúmulo constante de resíduos vegetais e presença de substratos celulósicos na rizosfera.

Por outro lado, as enzimas fosfatase ácida, arilsulfatase (Figura 10) e DAF (Figura 11) apresentaram variações significativas entre os SAFs. O SAF de um ano se destacou por apresentar maior atividade para essas enzimas, indicando um estágio inicial com maior demanda por nutrientes e maior atividade microbiana. Essa resposta pode estar associada à maior disponibilidade de resíduos vegetais decompostos mais rapidamente e à intensa atividade radicular das espécies estabelecidas recentemente (Allison & Vitousek, 2005).

A atividade da arilsulfatase, responsável por disponibilizar enxofre, também foi significativamente maior no SAF de um ano. Isso pode indicar uma fase inicial de ajustamento biogeoquímico, onde há maior mineralização de compostos orgânicos contendo enxofre (Malcom, 1983). A DAF também foi mais elevada nesse mesmo sistema, o que está em consonância com a maior respiração basal (RBS) observada nas análises anteriores, reforçando a intensa atividade microbiana nos primeiros anos de implantação. (Schnürer & Rosswal, 1982; Carvalho et al., 2012). A arilsulfatase apresentou diferenças entre os SAFs de quatro e seis anos, sendo esta última com maior atividade. Isso pode estar relacionado ao acúmulo de material orgânico ao longo do tempo e ao papel das espécies arbóreas no fornecimento de resíduos ricos em compostos sulfurados (Malcom, 1983). As estações afetaram pouco a atividade da enzima, demonstrando valores relativamente constantes, com ligeiro aumento no outono.

Em relação às estações (Figura 12), observou-se que a atividade da β -glucosidase foi mais elevada no inverno, enquanto o verão registrou os menores valores. Essa diferença sugere que condições térmicas mais altas podem reduzir a eficiência da atividade microbiana no solo (Bastidas et al., 2021). Esses dados sugerem que estes ecossistemas estão liberando energia pela atividade microbiana, o que explica porque há maior perda de C-CO₂ no verão, o que indica uma fase intermediária de sucessão.

A fosfatase ácida, envolvida na liberação de fósforo orgânico, apresentou diferenças significativas entre os SAF e entre as estações do ano. O sistema de um ano registrou a maior atividade enzimática, sugerindo maior demanda por fósforo durante a fase inicial de crescimento das plantas, como observado por Wilford et al. (2015). Em relação às estações, a atividade foi mais elevada no outono e reduzida no verão, um padrão que pode estar associado à menor disponibilidade de fósforo em condições de temperaturas mais baixas e maior umidade do solo, fatores que favorecem a expressão da atividade enzimática microbiana.

A hidrólise da DAF (Figura 13), marcador geral de atividade microbiana foi influenciada pelas estações, com menor valor no outono e maior no verão e primavera. Entre os SAFs, o sistema de um ano apresentou os menores valores, provavelmente em razão de uma atividade microbioma ainda em processo de crescimento e estabilização. A DAF é sensível à disponibilidade de oxigênio e ao teor de matéria orgânica fresca, o que explica sua variação ao longo do ano, especialmente em períodos de maior biomassa vegetal e temperatura (Dick, 1994).

Assim demonstra-se que as estações, combinadas com o tempo de estabelecimento dos sistemas, modulam de forma diferenciada a atividade enzimática do solo, refletindo os estágios sucessionais, as interações planta-microorganismos e a condições climáticas em concordância com Silva et al. (2012), que demonstraram que a atividade microbiana é afetada pelo tipo de sistema usado, apresentando maior atividade no sistema consorciado do que sistemas com monocultura.

11. CONCLUSÕES

Os resultados corroboram a eficiência dos sistemas agroflorestais na melhoria da qualidade biológica do solo, com destaque para o SAF de seis anos, que se mostrou maior atividade biológica do solo. As atividades enzimáticas mostraram-se ferramentas sensíveis para o monitoramento da qualidade do solo, devendo ser incorporadas a programas de manejo sustentável. Adicionalmente, as estações devem ser consideradas na interpretação dos dados, dado que estas afetam significativamente os processos microbianos.

O outono destacou-se pelos maiores valores de qCO_2 e de atividades enzimáticas, especialmente da β -glucosidase, indicando intensa mineralização da matéria orgânica e maior atividade microbiana. No verão, observou-se redução na atividade da fosfatase ácida e da arilsulfatase, provavelmente devido às temperaturas elevadas.

Os valores de qCO_2 foram mais elevados nas entre linhas (EL) do que na linha de árvores (LA), indicando maior atividade microbiana na faixa das entre linhas. No entanto, não houve diferenças significativas na atividade enzimática entre as faixas.

Dentre as enzimas analisadas, a β -glucosidase e a DAF apresentaram maior atividade, reforçando o potencial destes parâmetros como indicadores da decomposição de carbono e da atividade microbiana geral. A fosfatase ácida e a arilsulfatase mostraram maior sensibilidade às variações entre SAFs e as estações, evidenciando sua utilidade para monitorar mudanças rápidas na ciclagem de fósforo e enxofre.

As variações nas atividades microbianas e enzimáticas estão associadas à idade do sistema, às estações e à composição florística, refletindo a complexa interação entre componentes bióticos (plantas e microbiota) e abióticos (umidade, temperatura e pH do solo). Esses resultados confirmam que SAFs maduros e bem estruturados promovem maior atividade microbiológica do solo.

12. REFERÊNCIAS

- ADAM, G.; DUNCAN, H. Development of a sensitive and rapid method for the measurement of total microbial activity using fluorescein diacetate (FDA) in a range of soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 33, n. 7-8, p. 943-951, 2001. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(00\)00244-3](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(00)00244-3)
- ALMEIDA, A. T.; SIMÕES, K. S.; ALMEIDA, J. R. C.; PEIXOTO, C. P.; PEIXOTO, M. F. S. P. Qualidade biológica do solo em sistema de policultivo no semiárido da Bahia. *Ciência Agrícola*, Rio Largo, v. 15, n. 2, p. 75-81, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.28998/rca.v15i2.3209>
- ALLISON, S. D.; VITOUSEK, P. M. Responses of extracellular enzymes to simple and complex nutrient inputs. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 37, n. 5, p. 937-944, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2004.09.014>
- ALLISON, V. J.; CONDRON, L. M.; PELTZER, D. A.; RICHARDSON, S. J.; TURNER, B. L. Changes in enzyme activities and soil microbial community composition along carbon and nutrient gradients at the Franz Josef chronosequence, New Zealand. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 39, p. 1779-1781, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.02.006>

ALVES, T. S.; CAMPOS, L. L.; ELIAS NETO, N.; MATSUOKA, M.; LOUREIRO, M. F. Biomassa e atividade microbiana de solo sob vegetação nativa e diferentes sistemas de manejos. *Acta Scientiarum Agronomy*, v. 33, p. 341-347, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v33i2.4841>

ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. The metabolic quotient for CO₂ (qCO₂) as a specific activity parameter to assess the effect of environmental condition, such as pH on the microbial biomass of forest soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 23, n. 3, p. 393-395, 1993. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(93\)90140-7](https://doi.org/10.1016/0038-0717(93)90140-7)

AON, M. A.; COLANERI, A. C. Temporal and spatial evolution of enzymatic activities and physico-chemical properties in an agricultural soil. *Applied Soil Ecology*, v. 18, p. 255-270, 2001. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0929-1393\(01\)00161-5](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(01)00161-5)

ARAÚJO, A. S. F.; CESAR, Z. S.; LEITE, L. F. C.; BORGES, C. D.; TSAI, S. M.; EISENHAUER, N. Soil microbial properties and temporal stability in degraded and restored lands of Northeast Brazil. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 66, p. 175-181, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.07.013>

ARAÚJO, A. S. F.; LEITE, L. F. C.; SANTOS, V. B.; CARNEIRO, R. F. V. Soil Microbial Activity in Conventional and Organic Agricultural Systems. *Sustainability*, v. 1, p. 268-276, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/su1020268>

BAINARD, L. D.; KLIRONOMOS, J. N.; GORDEN, A. M. Arbuscular mycorrhizal fungi in tree-based intercropping systems: a review of their abundance and diversity. *Pedobiologia*, v. 54, p. 57-61, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.pedobi.2010.11.001>

BAKER, L. R.; WHITE, P. M.; PIERZYNSKI, G. M. Changes in microbial properties after manure, lime, and bentonite application to a heavy metal-contaminated mine waste. *Applied Soil Ecology*, v. 48, p. 1-10, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2011.02.007>

BANDICK, A. K.; DICK, R. P. Field management effects on soil enzyme activities. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 31, p. 1471-1479, 1999. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(99\)00051-6](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(99)00051-6)

BANERJEE, S.; KIRKBY, C. A.; SCHMUTTER, D.; BISSETT, A.; KITKEGAARD, J. A.; RICHARDSON, A. E. Network analysis reveals functional redundancy in soil microbiomes. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 97, p. 188-198, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2016.03.017>

BARRETO, P. A. B.; GAMA-RODRIGUES, E. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C.; BARROS, N. F.; FONSECA, S. Atividade microbiana, carbono e nitrogênio da biomassa microbiana em plantações de eucalipto, em sequência de idades. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 32, n. 2, p. 611-619, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832008000200016>

BASTIDAS, F.; MORENO, J. L.; ELDRIDGE, D. J.; GARCÍA, C.; KENNY PNG, G.; BARDGETT, R. D.; DELGADO-BASQUERIZO, M. Soil microbial diversity–biomass relationships are driven by soil carbon content across global biomes. *The ISME Journal*, v. 15, p. 2081-2091, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41396-021-00906-0>

BATISTA, Q. R.; FREITAS, M. S. M.; MARTINS, M. A.; SILVA, C. S. Bioqualidade de área degradada pela extração de argila, revegetada com *Eucalyptus* spp. E sabiá. *Revista Caatinga*, Mossoró, v. 22, n. 1, p. 146-154, 2009. Disponível em: <https://periodicos.ufersa.edu.br/caatinga/article/view/625>

BAUDOUIN, E.; BENIZRI, E.; GUCKERT, A. Impact of artificial root exudates on the bacterial community structure in bulk soil and maize rhizosphere. *Soil Biology and Biochemistry*, v.35, p.1183- 1192, 2003. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(03\)00179-2](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(03)00179-2)

BELMONTE PETRY, H.; OLIVEIRA, D.; OLIVEIRA SILVEIRA, A.; ANDREAZZA, R.; CAMARGO, F. A. O. Qualidade biológica do solo de sistemas de cultivo em pomares de *Citrus* deliciosa. *Ciência e Natura*, UFSM, p. 63-79, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.5902/2179460X9355>

BITTENCOURT, P. A.; GAMA-RODRIGUES, E. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C.; BARROS, N. F.; FONSECA, S. Atividade microbiana, carbono e nitrogênio da biomassa microbiana em plantações de eucalipto, em sequência de idades. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 32, p. 611-619, 2008.

BLAGODATSKAYA, E.; KUZYAKOV, Y. Active microorganisms in soil: Critical review of estimation criteria and approaches. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 67, p. 192-211, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.08.024>

BONDE, T. A.; SCHNÜRER, J.; ROSSWALL, T. Microbial biomass as a fraction of potentially mineralizable nitrogen in soils from long-term field experiments. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 20, p. 447-452, 1988. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(88\)90056-9](https://doi.org/10.1016/0038-0717(88)90056-9)

BOTTA-DUKÁT, Z. Rao's quadratic entropy as a measure of functional diversity based on multiple traits. *Journal of Vegetation Science*, v. 16, p. 533-540, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2005.tb02393.x>

BREJDA, J. J.; KARLEN, D. L.; SMITH, J. L.; ALLAN, D. L. Identification of regional soil quality factors and indications in Northern Mississippi Loess Hills and Palouse Prairie. *Soil Science Society of America Journal*, v. 64, p. 2125-2135, 2000. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaj2000.6462125x>

BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S.; JENKINSON, D. S. Measurement of microbial biomass phosphorus in soil. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 14, n. 4, p. 319-329, 1982. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(82\)90001-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(82)90001-3)

BUZINARO, T. N.; BARBOSA, J. C.; NAHAS, E. Atividade microbiana do solo em pomar de laranja em resposta ao cultivo de adubos verdes. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v. 31, n. 2, p. 408-415, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-29452009000200014>

CADOTTE, M. W.; CARSCADDEN, K.; MIROTCHEV, N. Beyond species: functional diversity and the maintenance of ecological processes and services. *Journal of Applied Ecology*, v. 48, n. 5, p. 1079-1087, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2011.02048.x>

CARDINALE, B. J.; DUFFY, J. E.; GONZALEZ, A. et al. Biodiversity loss and its impact on humanity. *Nature*, v. 486, p. 59-67, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature11148>

CARDOSO, E. J. B. N.; VASCONCELLOS, R. L. F.; BINI, D.; MIYAUCHI, M. Y. H.; SANTOS, C. A. et al. Soil health in Brazilian sugarcane production systems. *Scientia Agricola*, v. 70, n. 4, p. 274-289, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0103-90162013000400009>

CARNEIRO, M. A. C.; MELO, L. B. B.; ASSIS, P. C. R. et al. Atributos bioquímicos em dois solos de cerrado sob diferentes sistemas de manejo e uso. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, v. 38, n. 4, p. 276-283, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.5216/pat.v38i4.3333>

CARPA, R. Enzymological research on soils from different environments. *Annals of the Romanian Society for Cell Biology*, v. 16, p. 44-48, 2011.

CARVALHO, F.; SOUZA, F. M.; NOGUEIRA, E. J. B. Chemical and biochemical properties of *Araucaria angustifolia* forest soils in the state of São Paulo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 36, p. 1189-1201, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832012000400013>

CEZAR, R. M. et al. Soil biological properties in multistrata successional agroforestry systems and in natural regeneration. *Agroforestry Systems*, v. 89, p. 1035-1047, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-015-9833-7>

CHAER, G. M. Modelo para determinação de índice de qualidade do solo baseado em indicadores físicos, químicos e microbiológicos. 2001. 90 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agrícola) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2001.

CHAER, G. M.; TÓTOLA, M. R. Impacto do manejo de resíduos orgânicos durante a reforma de plantios de eucalipto sobre indicadores de qualidade do solo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 31, p. 1381-1396, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832007000600016>

CHAMEN, T. et al. Prevention strategies for field traffic-induced subsoil compaction: a review. *Soil and Tillage Research*, v. 73, p. 161-174, 2003. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0167-1987\(03\)00108-9](https://doi.org/10.1016/S0167-1987(03)00108-9)

CHAVEZ, L. F. et al. Diversidade metabólica e atividade microbiana no solo em sistema de integração lavoura-pecuária sob intensidades de pastejo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 46, p. 1254-1261, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2011001000020>

CRITTENDEN, S. J. et al. Soil physical quality in contrasting tillage systems in organic and conventional farming. *Soil and Tillage Research*, v. 154, p. 136-144, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.still.2015.06.018>

DA SILVA, C.M., VASCONCELOS, S.S., MOURÃO JUNIOR, M., BISPO, C.J.C., KATO, O.R., SILVA JUNIOR, A.C., CASTELLANI, D.C. Variação temporal do efluxo de CO₂ do solo em sistemas agroflorestais com palma de óleo na Amazônia Oriental. *Acta Amazônica*, Manaus, v. 46, n. 1, p. 1-10, mar. 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1809-4392201500193>

DE CARVALHO MENDES, I., FERNANDES, M.F., CHAER, G.M. ET AL. Biological functioning of Brazilian Cerrado soils under different vegetation types. *Plant Soil* 359, 183–195 (2012). <https://doi.org/10.1007/s11104-012-1195-6>

DE STEFANO, A.; JACOBSON, M. G. Soil carbon sequestration in agroforestry systems: a meta-analysis. *Agroforestry Systems*, v. 92, p. 285-299, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-017-0147-9>

DELABIE, J. H. C.; JAHYNY, B.; NASCIMENTO, I. C.; MARIANO, S. F.; LACAU, S.; CAMPIOLO, S. Contribution of cocoa plantations to the conservation of native ants (Insecta: Hymenoptera: Formicidae) with a special emphasis on the Atlantic forest fauna of southern Bahia, Brazil. *Biodiversity Conservation*, v.16, p.2359-2384, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10531-007-9190-6>

D'HAENE, K., VERMANG, J., CORNELIS, W.M., LEROY, B.L., SCHIETTECATTE, W., DE NEVE, S., GABRIELS, D., HOFMAN, G., 2008. Reduced tillage effects on physical properties of silt loam soils growing root crops. *Soil Tillage Res.* 99, 279–290. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.still.2008.03.003>.

DÍAZ, S. Y CABIDO, M. 2001. Vive la difference: plant functional diversity matters to ecosystem processes. *Trends in Ecology & Evolution* 16: 646-655. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(01\)02283-2](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(01)02283-2)

DÍAZ, S. et al. The global spectrum of plant form and function. *Nature*, v. 529, p. 167-171, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature16489>

DICK, R. P. Soil enzyme activities as indicators of soil quality. In: DORAN, J. W. et al. (Eds.). *Defining soil quality for a sustainable environment*. Madison: SSSA, 1994. p. 107-124. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaspecpub35.c7>

DODOR, D. E.; TABATABAI, M. A. Effect of cropping systems on phosphatases in soils. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, v. 166, p. 7-13, 2003. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/jpln.200390016>

DONI, S. et al. IEF Technique to Study the β -Glucosidase-Humic Complexes in Organic and Mineral Amended Soils. In: TRASAR-CEPEDA, C. et al. (Eds.). *Soil Enzymology in the Recycling of Organic Wastes and Environmental Restoration*. Berlin: Springer, 2011. p. 25-34. Disponível em: https://doi.org/10.1007/978-3-642-21162-1_3

DORAN, J. W. Soil microbial and biochemical changes associated with reduced tillage. *Soil Science Society of America Journal*, v. 44, p. 765-771, 1980. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaj1980.03615995004400040022x>

DORAN, J. W.; JONES, A. J. (Eds.). *Methods for assessing soil quality*. Madison: SSSA, 1996. 410 p. (SSSA Special Publication, 49).

DOS SANTOS, D. Complementaridade de nichos e multifuncionalidade de sistemas agroflorestais sucessionais. 2020. 116 f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Santa

Catarina, Florianópolis, 2020. Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/218741>

DOS SANTOS, D. et al. Crop functional diversity drives multiple ecosystem functions during early agroforestry succession. *Journal of Applied Ecology*, v. 58, p. 1718-1727, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/1365-2664.13930>

DOS SANTOS, V. M.; MAIA, L. C. Bioindicadores de qualidade do solo. *Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica*, v. 10, p. 195-223, 2013.

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Glucosidases and galactosidases in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 20, p. 601-606, 1988. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(88\)90141-1](https://doi.org/10.1016/0038-0717(88)90141-1).

ELLIOTT, E. T. et al. Terrestrial Carbon Pools: Preliminary Data from the Corn Belt and Great Plains Regions. In: DORAN, J. W. et al. (Eds.). *Defining Soil Quality for a Sustainable Environment*. Madison: SSSA, 1994. p. 179-191. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaspecpub35.c12>

EMBRAPA. Máquinas e equipamentos úteis para implantação e manejo de sistemas agroflorestais (SAFs). Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2020. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/doc/1122564>

EVANGELOU, E.; TSADILAS, C.; GIOURGA, C. Seasonal variation of soil microbial biomass carbon and nitrogen as affected by land use in a Mediterranean agro-ecosystem. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, v. 52, n. 3, p. 222-234, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/00103624.2020.1854298>

FIERER, N.; SCHIMEL, J. P.; HOLDEN, P. A. Influence of drying–rewetting frequency on soil bacterial community structure. *Microbial Ecology*, v. 45, p. 63–71, 2003. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00248-002-1007-2>

FROUFE, L. C. M.; SEOANE, C. E. S. Levantamento fitossociológico comparativo entre sistema agroflorestal multiestrato e capoeiras. *Pesquisa Florestal Brasileira*, v. 31, n. 67, p. 203–225, 2011.

FROUZ, J.; NOVÁKOVÁ, A. Development of soil microbial properties in topsoil layer during spontaneous succession in heaps after brown coal mining. *Geoderma*, v. 129, p. 54–64, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2004.12.033>

GARAU, G. et al. Long-term influence of red mud on As mobility and soil physico-chemical and microbial parameters. *Journal of Hazardous Materials*, v. 185, p. 1241–1248, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2010.10.037>

GARCÍA, Y.; RAMÍREZ, W.; SÁNCHEZ, S. Indicadores de la calidad de los suelos: una nueva manera de evaluar este recurso. *Pastos y Forrajes*, v. 35, n. 2, p. 125–137, 2012. Disponível em: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=269125071001>

GARNIER, E.; NAVAS, M. L.; GRIGULIS, K. Plant functional diversity: organism traits, community structure, and ecosystem properties. Oxford: Oxford University Press, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/acprof:oso/9780198757368.001.0001>

GAMA-RODRIGUES, E. F. et al. Nitrogênio, carbono e atividade da biomassa microbiana do solo em plantações de eucalipto. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 29, p. 393–901, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832005000600007>

GAMA-RODRIGUES, E. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C. Biomassa microbiana e ciclagem de nutrientes. In: SANTOS, G. A. et al. (Eds.). *Fundamentos da matéria orgânica do solo*. 2. ed. Porto Alegre: Metrópole, 2008. p. 159–168.

GONÇALVES DA ROSA, M. et al. Macrofauna edáfica e atributos físicos e químicos em sistemas de uso do solo no Planalto. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 39, p. 1544–1553, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/01000683rbc20150033>

GREEN, V. S.; STOTT, D. E.; DIACK, M. Assay for fluorescein diacetate hydrolytic activity: Optimization for soil samples. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 38, p. 693–701, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.06.020>

GUERRERO, C. et al. Microbial biomass and activity of an agricultural soil amended with the solid phase of pig slurries. *Bioresource Technology*, v. 98, p. 3259–3264, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2006.07.015>

HARVEY, C. A.; VILLALOBOS, J. A. G. Agroforestry systems conserve species-rich but modified assemblages of tropical birds and bats. *Biodiversity and Conservation*, v. 16, p. 2257–2292, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10531-007-9194-2>

HU, J. et al. Microbial functional diversity, metabolic quotient, and invertase activity of a sandy loam soil. *Journal of Soils and Sediments*, v. 11, p. 271–280, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s11368-010-0308-1>

HUERTA, E. et al. Earthworms and soil properties in Tabasco, Mexico. *European Journal of Soil Biology*, v. 43, p. 190–195, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2007.02.003>

HUNGRIA, M. et al. Soil microbial activity and crop sustainability in a long-term experiment with three soil-tillage and two crop-rotation systems. *Applied Soil Ecology*, v. 42, p. 288–296, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2009.05.005>

IMHOFF, S. Indicadores de qualidade estrutural e trafegabilidade de Latossolos e Argissolos Vermelhos. 2002. Tese (Doutorado) - Universidade de São Paulo, Piracicaba. Disponível em: <https://doi.org/10.11606/T.11.2002.tde-11092002-094725>

JENKINSON, D. S.; BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S. Measuring soil microbial biomass. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 36, p. 5–7, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2003.10.002>

JIANG, Y. et al. Plants transfer lipids to sustain colonization by mutualistic mycorrhizal and parasitic fungi. *Science*, v. 356, p. 1172–1175, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1126/science.aam9970>

JOSE, S. Agroforestry for conserving and enhancing biodiversity. *Agroforestry Systems*, v. 85, p. 1–8, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-012-9517-5>

KASCHUK, G.; ALBERTON, O.; HUNGRIA, M. Three decades of soil microbial biomass studies in Brazilian ecosystems. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 42, p. 1–13, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2009.08.020>

KAY, B. D.; VANDENBYGAART, A. J. Conservation tillage and depth stratification of porosity and soil organic matter. *Soil and Tillage Research*, v. 66, p. 107–118, 2002. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0167-1987\(02\)00019-3](https://doi.org/10.1016/S0167-1987(02)00019-3)

KUMAR, D. Agroforestry for nutrient cycling and soil health improvement. *Indian Journal of Agroforestry*, v. 26, n. 3, 2024. Disponível em: <https://epubs.icar.org.in/index.php/IJA/article/view/162924>.

LAL, R. Soil carbon sequestration impacts on global climate change and food security. *Science*, v. 304, p. 1623–1627, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1126/science.1097396>

LARSON, W. E.; PIERCE, F. J. Conservation and enhancement of soil quality. In: *Evaluation for sustainable land management in the developing world*. Bangkok: IBSRAM, 1991. p. 175–203.

LAVELLE, P. et al. A hierarchical model for decomposition in terrestrial ecosystems. *Biotropica*, v. 25, p. 130–150, 1993. Disponível em: <https://doi.org/10.2307/2389178>

LAVELLE, P.; SPAIN, A. V. *Soil ecology*. Dordrecht: Kluwer Academic, 2001.

LEFF, J. W. et al. Consistent responses of soil microbial communities to elevated nutrient inputs. *PNAS*, v. 112, p. 10967–10972, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1073/pnas.1508382112>

LISBOA, B. B. et al. Indicadores microbianos de qualidade do solo em diferentes manejos. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 36, p. 45–55, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832012000100004>

LOPES, A. A. C. et al. Interpretation of microbial soil indicators as a function of crop yield and organic carbon. *Soil Science Society of America Journal*, v. 77, p. 461–472, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaj2012.0191>

MAIA, S. M. F. et al. Organic carbon pools in a Luvisol under agroforestry and conventional farming systems. *Agroforestry Systems*, v. 71, p. 127–138, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-007-9063-8>

MALCOLM, R. E. Assessment of phosphatase activity in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 15, p. 403–408, 1983. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(83\)90003-2](https://doi.org/10.1016/0038-0717(83)90003-2)

- MANRAL, V. et al. Seasonal dynamics of soil microbial biomass C, N and P along an altitudinal gradient. *Sustainability*, v. 15, p. 1651, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/su15021651>
- MARTENS, R. Current methods for measuring microbial biomass C in soil. *Biology and Fertility of Soils*, v. 19, p. 87–99, 1995. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/BF00336142>
- MARTIN, A. R.; ISAAC, M. E. Plant functional traits in agroecosystems. *Journal of Applied Ecology*, v. 52, p. 1425–1435, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12526>
- MARZAIOLI, R. et al. Soil quality in a Mediterranean area of Southern Italy. *Applied Soil Ecology*, v. 44, p. 205–212, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2009.12.007>
- MATSUOKA, M. et al. Biomassa microbiana e atividade enzimática em solos sob vegetação nativa e sistemas agrícolas. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 27, p. 425–433, 2003. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832003000300004>
- MAY, P. H.; TROVATTO, C. M. M. Manual agroflorestal para a Mata Atlântica. Brasília: MDA, 2008. 196 p. Disponível em: http://www.centroecologico.org.br/revista_download.php?id_revista=34
- McNEELY, J. A.; SCHROTH, G. Agroforestry and biodiversity conservation. *Biodiversity and Conservation*, v. 15, p. 549–554, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10531-005-2087-3>
- MENDES, I. C. et al. Bioindicadores para avaliação da qualidade dos solos tropicais. Documentos Embrapa Cerrados, n. 246, 2009. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/doc/661591>
- MENDES, R. et al. The rhizosphere microbiome. *FEMS Microbiology Reviews*, v. 37, p. 634–663, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/1574-6976.12028>
- MENDOÇA, E. S.; MATOS, E. S. Matéria orgânica do solo: métodos de análises. Viçosa: UFV, 2005.
- MOEBIUS, B. N. et al. Evaluation of laboratory-measured soil properties as indicators of soil physical quality. *Soil Science*, v. 172, p. 895–912, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1097/ss.0b013e318154b520>
- MORAES DE SOUZA, L. Avanços nos estudos de interpretação de indicadores microbiológicos nos Latossolos Argilosos de Cerrado. 2016. Tese (Doutorado) - Universidade de Brasília.
- MORALES LONDOÑO, D. M. Respostas da comunidade microbiana do solo a sucessivas aplicações de ureia e dejetos suínos. 2012. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Santa Catarina.
- MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. Microbiologia e bioquímica do solo. 2. ed. Lavras: UFLA, 2006. 729 p.

NORGROVE, L. et al. Shifts in soil faunal community structure in shaded cacao agroforests. *Tropical Ecology*, v. 50, p. 71–78, 2009. Disponível em: <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.5555/20093131365>

NUNES, L. A. P. L. et al. Land degradation on soil microbial biomass and activity in Northeast Brazil. *Pedosphere*, v. 22, p. 88–95, 2012. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S1002-0160\(11\)60194-X](https://doi.org/10.1016/S1002-0160(11)60194-X)

NYGREN, P. et al. Symbiotic dinitrogen fixation by trees. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*, v. 94, p. 123–160, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10705-012-9542-9>

OELBERMANN, M. et al. Soil carbon dynamics and residue stabilization in alley cropping systems. *Agroforestry Systems*, v. 68, p. 27–36, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-005-5963-7>

PALMA, J. H. N. et al. Modeling environmental benefits of silvoarable agroforestry in Europe. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 119, p. 320–334, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2006.07.021>

PARKIN, T. B.; DORAN, J. W.; FRANCO-VIZCAÍNO, E. Field and laboratory tests of soil respiration. In: DORAN, J. W.; JONES, A. J. (Eds.). *Methods for assessing soil quality*. Madison: SSSA, 1996. p. 231–246.

PÉREZ-HARGUINDEGUY, N. et al. New handbook for standardised measurement of plant functional traits worldwide. *Australian Journal of Botany*, v. 61, p. 167–234, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1071/BT12225>

PETCHEY, O. L., & GASTON, K. J. 2006. Functional diversity: back to basics and looking forward. *Ecology Letters*, 9(6), 741–758. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2006.00924.x>

PEZARICO, C. R. et al. Indicadores de qualidade do solo em sistemas agroflorestais. *Revista de Ciências Agrárias*, v. 56, n. 1, p. 40–47, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.4322/rca.2013.004>

PHILIPPOT, L. et al. Going back to the roots: the microbial ecology of the rhizosphere. *Nature Reviews Microbiology*, v. 11, p. 789–799, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro3109>

PORTUGAL, A. F. et al. Determinação de estoques totais de carbono e nitrogênio em sistemas agrícolas. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 32, p. 2091–2100, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832008000500030>

RAO, C. S. et al. Soil enzymes. In: *Encyclopedia of soil science*. 3. ed. Boca Raton: CRC Press, 2008. p. 2100–2107.

REIS JUNIOR, F. B.; MENDES, I. C. *Biomassa microbiana do solo*. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2007. (Documentos, 205).

SALTON, J. C. et al. Integrated crop-livestock system in tropical Brazil. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 190, p. 70–79, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2013.09.023>

SARDANS, J.; PENUELAS, J.; ESTIARTE, M. Changes in soil enzymes related to C and N cycle under warming and drought. *Applied Soil Ecology*, v. 39, p. 223–235, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2007.12.011>

SAHA BK, Rose MT, Wong VNL, Cavagnaro TR, Patti AF. Nitrogen Dynamics in Soil Fertilized with Slow Release Brown Coal-Urea Fertilizers. *Sci Rep*. 2018 Oct 1;8(1):14577. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41598-018-32787-3>.

SAHA, J. K. et al. Sulfur accumulation in vertisol due to continuous gypsum application. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, v. 164, p. 317–320, 2001. Disponível em: [https://doi.org/10.1002/1522-2624\(200106\)164:3<317::AID-JPLN317>3.0.CO;2-C](https://doi.org/10.1002/1522-2624(200106)164:3<317::AID-JPLN317>3.0.CO;2-C)

SANTOS, V. M.; MAIA, L. C. Bioindicadores de qualidade do solo. *Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica*, v. 10, p. 195–226, 2015.

SCHLOTTER, M. et al. Indicators for evaluating soil quality. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 98, p. 255–262, 2003. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(03\)00085-9](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(03)00085-9)

SCHNÜRER, J.; ROSSWALL, T. Fluorescein diacetate hydrolysis as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 43, p. 1256–1261, 1982. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/aem.43.6.1256-1261.1982>

SILVA, C. F. et al. Carbono orgânico total, biomassa microbiana e atividade enzimática do solo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 36, p. 1680–1689, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832012000600002>

SILVA, D. K. A. et al. Soil microbial biomass and activity under natural and regenerated forests and conventional sugarcane plantations. *Geoderma*, v. 189–190, p. 257–261, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2012.06.014>

SILVA, L. G. et al. Atributos físicos, químicos e biológicos de um Latossolo de cerrado. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 44, p. 613–620, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2009000600010>

SIVEK, K. S. et al. Nitrogênio da biomassa microbiana em solo cultivado com soja. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 40, p. 137–144, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2005000200006>

SMILEY, G. L.; KROSCHEL, J. Temporal change in carbon stocks of cocoa–gliricidia agroforests. *Agroforestry Systems*, v. 73, p. 219–231, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-008-9144-3>

SOIL SURVEY STAFF. *Keys to soil taxonomy*. 12. ed. Washington, DC: USDA-NRCS, 2014.

SOUZA, H. N. et al. Selection of native trees for intercropping with coffee in the Atlantic Rainforest biome. *Agroforestry Systems*, v. 80, p. 1–16, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-010-9340-9>

SOUZA, L. M. Atributos químicos, físicos e biológicos, estrutura de comunidades bacterianas e qualidade de solos de Cerrado. 2011. Dissertação (Mestrado) - Universidade de Brasília.

SPARLING, G. P. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon. *Australian Journal of Soil Research*, v. 30, p. 195–207, 1992. Disponível em: <https://doi.org/10.1071/SR9920195>

SPARLING, G. P.; WEST, A. W. A direct extraction method to estimate soil microbial C. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 20, p. 337–343, 1988. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(88\)90014-4](https://doi.org/10.1016/0038-0717(88)90014-4)

SRIDHAR, K. R.; BAGYARAJ, D. J. Microbial biodiversity in agroforestry systems. In: DAGAR, J. C.; TEWARI, V. P. (Eds.). *Agroforestry*. Singapore: Springer, 2017. p. 689–720. Disponível em: https://doi.org/10.1007/978-981-10-7650-3_25

STEENBOCK, W. et al. Agroflorestas e sistemas agroflorestais no espaço e no tempo. In: STEENBOCK, W. et al. (Eds.). *Agrofloresta, ecologia e sociedade*. Curitiba: Kairós, 2013. p. 39–60.

STUBBERFIELD, L. C. F.; SHAW, P. J. A. A comparison of tetrazolium reduction and FDA hydrolysis with other measures of microbial activity. *Journal of Microbiological Methods*, v. 12, p. 151–162, 1990. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0167-7012\(90\)90026-3](https://doi.org/10.1016/0167-7012(90)90026-3)

SUYANTO, S. et al. Land tenure, agroforestry adoption, and reduction of fire hazard in a forest zone. *Agroforestry Systems*, v. 65, p. 1–11, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-004-1413-1>

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: PAGE, A. L. (Ed.). *Methods of soil analysis: Part 2 microbiological and biochemical properties*. Madison: SSSA, 1994. p. 775–833.

TEDESCO, M. J. et al. *Análises de solo, plantas e outros materiais*. 2. ed. Porto Alegre: UFRGS, 1995. 174 p.

TILMAN, D. et al. Productivity and sustainability influenced by biodiversity in grassland ecosystems. *Nature*, v. 379, p. 718–720, 1996. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/379718a0>

TOMAR, U.; BAISHYA, R. Seasonality and moisture regime control soil respiration, enzyme activities, and soil microbial biomass carbon. *Ecological processes*, v. 9, p. 50, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13717-020-00252-7>

TOMOTSUNE, M. et al. Seasonal and inter-annual variations in contribution ratio of heterotrophic respiration to soil respiration. *Journal of Geography*, v. 122, p. 745–754, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.5026/jgeography.122.745>

TÓTOLA, M. R.; CHAER, G. M. Microorganismos e processos microbiológicos como indicadores de qualidade dos solos. In: NOVAIS, R. F. et al. (Eds.). Tópicos em ciência do solo. Viçosa: SBCS, 2002. p. 195–276.

TRANNNIN, I. C. B. et al. Características biológicas do solo indicadoras de qualidade após aplicação de biossólido industrial. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 31, p. 1173–1184, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832007000500032>

VANCE, E. D. et al. An extraction method for measuring soil microbial biomass-C. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 19, p. 703–707, 1987. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(87\)90052-6](https://doi.org/10.1016/0038-0717(87)90052-6)

VARGAS, L. K.; SCHOLLES, D. Nitrogênio da biomassa microbiana, em solo sob diferentes sistemas de manejo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 22, p. 411–417, 1998. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06831998000300006>

VASCONCELOS, L. G. T. R. et al. Carbono, nitrogênio e atividade da biomassa microbiana de um solo sob vegetação secundária. *Revista de Ciências Agrárias*, n. 44, p. 49–63, 2005.

VONG, P. et al. Immobilized-S, microbial biomass-S and soil arylsulphatase activity. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 35, p. 1651–1661, 2003. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2003.08.012>

WARDLE, D. A. Controls of temporal variability of the soil microbial biomass. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 30, p. 1627–1637, 1998. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(97\)00201-0](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(97)00201-0)

WARDLE, D. A.; GHANI, A. A critique of the microbial metabolic quotient (qCO_2) as a bioindicator of disturbance. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 27, p. 1601–1610, 1995. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(95\)00093-T](https://doi.org/10.1016/0038-0717(95)00093-T)

WILFORD, J. et al. Modelling the abundance of soil calcium carbonate across Australia. *Geoderma*, v. 259–260, p. 81–92, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2015.05.003>

WITT, C. et al. A rapid chloroform fumigation extraction method for measuring soil microbial biomass carbon and nitrogen in flooded rice soils. *Biology and Fertility of Soils*, v. 30, p. 510–519, 2000. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s003740050030>

ZANDONA, A. P. et al. Effects of trees and nitrogen supply on the soil microbiological attributes on integrated crop-livestock systems. *Revista Ceres*, v. 66, p. 226–234, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0034-737X201966030009>

13. MATERIAL SUPLEMENTAR – CAPÍTULO I

13.1 Dados meteorológicos

Tabela 6. Dados meteorológicos dos anos 2022 e 2023, distribuídos nas estações do ano avaliadas

Ano	Mes	Semana Coleta	Estação	Precipitação Total	Temperatura do Ar	Umidade
2022	Maio	2	Outono	0,02	19,63	75,37
2022	Setembro	2	Inverno	0,25	17,83	74,21
2022	Dezembro	2	Primavera	0,06	24,93	64,82
2023	Março	2	Verão	0,31	25,97	75,11

Fonte. Dados meteorológicos INMET 2022-2023.

14. CAPÍTULO II - Qualidade do solo em sistemas agroflorestais de sucessão com diferentes teores de nitrogênio foliar

RESUMO

Sistemas agroflorestais (SAFs) buscam equilibrar o ecossistema por meio do consórcio de espécies vegetais em diferentes estratos, promovendo a melhoria da qualidade do solo. A diversidade vegetal, especialmente em sistemas maduros, pode otimizar o uso de nutrientes e modular a atividade microbiana. Este estudo avaliou, por meio de indicadores microbiológicos, um SAF de seis anos e adaptado aos três anos para permitir a mecanização, facilitando a incorporação do material vegetal. O SAF foi dividido em três blocos, cada um contendo três parcelas, e cada parcela é composta por uma faixa central de espécies arbóreas nativas e duas faixas laterais de gramíneas perenes em torno da faixa central, utilizadas para produção de biomassa visando à adubação do sistema. Dessa forma, cada parcela contém um SAF composto por um arranjo de espécies com diferentes teores de nitrogênio foliar (alto e baixo), o que resulta, por sua vez, em diferentes níveis de diversidade funcional, testando as seguintes hipóteses: (1) As distintas composições de espécies vegetais e o teor de N foliar influenciam a qualidade do solo avaliada pelo meio de indicadores microbiológicos; (2) A sucessão vegetal altera a dinâmica do carbono (CBM) e nitrogênio da biomassa microbiana (NBM) nas faixas dos SAF; e (3) As estações afetam a atividade microbiana e os compartimentos de CBM e NBM de maneira diferenciada para cada SAF. O delineamento experimental seguiu um esquema de três blocos completos casualizados, onde cada bloco contém três parcelas de 9×9 m. Amostras de solo (0–10 cm) foram coletadas no início de cada estação durante um ano para determinar pH, CBM, NBM, respiração basal (RBS), quociente metabólico e atividade das enzimas arilsulfatase, β -glicosidase, fosfatase ácida e hidrólise do diacetato de fluoresceína (DAF). Os resultados indicam que o CBM foi maior nas áreas com plantas de alto teor de N foliar (361 mg C kg^{-1} de solo), seguido pelas plantas de teor médio (292 mg) e baixo (233 mg), enquanto o NBM não diferiu significativamente entre os tratamentos. As estações influenciaram fortemente os parâmetros: o verão teve maior acúmulo de CBM, enquanto o outono destacou-se com os maiores valores de NBM e RBS. A atividade enzimática variou mais no outono e verão, sugerindo dinâmicas microbianas diferenciadas nessas estações. Conclui-se que em SAFs maduros o teor de N foliar modula o acúmulo de CBM, enquanto as estações são determinantes para a atividade microbiana, com respostas mais pronunciadas no outono. Esses resultados reforçam a importância da diversidade vegetal e do manejo estacional para a sustentabilidade de sistemas agroflorestais consolidados.

Palavras-chave: Agroecossistema, sistema agroflorestal, indicadores de qualidade do solo, atividade enzimática, bioindicadores, nitrogênio foliar.

ABSTRACT

Title: Soil Quality in a Successional Agroforestry System with Different Leaf Nitrogen Levels¹

Agroforestry systems (AFS) aim to balance the ecosystem through intercropping plant species, thereby enhancing soil quality. In mature systems, plant diversity can optimize nutrient use and modulate microbial activity. This study evaluated, using microbiological indicators, a six-year-old AFS that was adapted in the third year for mechanization to facilitate plant residue incorporation. The AFS was arranged in a randomized block design with three blocks, each containing three plots. Each plot consisted of a central strip of native tree species flanked by two lateral strips of perennial grasses. The grasses were used for biomass production, which was applied as green manure to fertilize the system. Thus, each plot contains an Agroforestry System (AFS) composed of an arrangement of species with different leaf nitrogen levels (high and low), which in turn results in different levels of functional diversity, to test the following hypotheses: (1) Distinct plant species compositions and foliar nitrogen (N) content affects soil quality, as assessed by microbiological indicators; (2) Plant succession alters the dynamics of microbial biomass carbon (MBC) and microbial biomass nitrogen (MBN) within the AFS strips; and (3) Seasons affect microbial activity and the MBC and MBN pools differentially for each AFS. The experimental design employed a randomized complete block design with three blocks, each containing three 9×9 m plots. Soil samples (0–10 cm depth) were collected at the beginning of each season over one year to measure pH, microbial biomass carbon (MBC), microbial biomass nitrogen (MBN), basal respiration (BR), metabolic quotient (qCO_2), and the activity of the enzymes arylsulfatase, β -glucosidase, acid phosphatase, and fluorescein diacetate hydrolysis (FDA). Results indicated that MBC was highest in plots with high leaf N plants ($361 \text{ mg C kg}^{-1} \text{ soil}$), followed by medium (292 mg) and low N (233 mg), whereas MBN did not differ significantly between treatments. Seasons had a substantial impact on the parameters: summer exhibited the highest MBC accumulation, while autumn showed the highest MBN and BR values. Enzyme activity varied most in autumn and summer, suggesting specific microbial dynamics during these seasons. In conclusion, in mature AFS, leaf N levels modulate MBC accumulation, while seasons are a determining factor for microbial activity, with more pronounced responses in autumn. These results reinforce the importance of plant diversity and seasonal management for the sustainability of well-established agroforestry systems.

Keywords: Agroecosystem, agroforestry system, soil quality indicators, enzyme activity, bioindicators, leaf nitrogen.

14.2 INTRODUÇÃO

As práticas de conservação que visam à produção sustentável representam uma abordagem avançada para a integração entre produção agrícola e regeneração ecológica (Jose, 2012). Baseados nos princípios da sucessão ecológica (Suyanto et al., 2005; Steenbock et al., 2013), esses sistemas promovem uma estratificação vegetal dinâmica, otimizando o uso de recursos naturais e incrementando a biomassa, o que influencia diretamente a qualidade do solo (Cezar et al., 2015). A integração de grupos funcionais diversificados – incluindo leguminosas, plantas de cobertura e árvores de ciclo longo – cria sinergias que potencializam a resiliência do sistema. Assim, os SAFs sucessionais constituem um modelo eficiente para a produção sustentável, combinando alta produtividade com a manutenção da saúde do solo.

O manejo desses SAFs requer arranjos que combinem espécies de diferentes portes e funções ecológicas, inclusive permitindo a mecanização (Embrapa, 2020). A diversificação vegetal, com ênfase em plantas fixadoras de nitrogênio, intensifica a ciclagem de nutrientes, eleva o teor de matéria orgânica e estimula a microbiota edáfica (Bainard et al., 2011), além de mitigar processos erosivos (Araújo et al., 2013). A poda periódica dessas espécies contribui para a liberação gradual de nutrientes, sustentando a fertilidade do solo.

A biota do solo, composta por micro, meso e macroorganismos, juntamente com as raízes das plantas, constitui a fração viva da matéria orgânica do solo e desempenha um papel central nos processos bioquímicos (Mendes et al., 2009). Em SAFs sucessionais, a atividade microbiana é intensificada devido ao aporte contínuo de resíduos vegetais ricos em carbono e nitrogênio. Esses organismos atuam como bioindicadores sensíveis da qualidade do solo, refletindo mudanças em sua estrutura e fertilidade (Doran, 1980; Dick, 1994).

Entre os indicadores microbiológicos mais sensíveis em SAFs destacam-se o carbono da biomassa microbiana, a atividade enzimática e o quociente metabólico (Alves et al., 2011). Esses parâmetros são especialmente relevantes, pois refletem a eficiência dos processos de ciclagem e a saúde do solo (Garcia et al., 2012). Simultaneamente, a capacidade de troca iônica e a disponibilidade de nutrientes são ampliadas, garantindo um solo fértil e biologicamente ativo (Garcia et al., 2012).

15. MATERIAL E MÉTODOS

15.1 LOCAL E DELINEAMENTO DO TRABALHO

O ensaio foi conduzido na Fazenda Experimental da Ressacada, pertencente à Universidade Federal de Santa Catarina, em Florianópolis, Brasil (27°41'7" S, 48°32'28" O). A região apresenta clima subtropical úmido (classificação Cfa de Köppen), com temperatura média anual de $21 \pm 4^{\circ}\text{C}$ e precipitação média anual de 1.415 ± 435 mm (dados médios $\pm$ desvio padrão, obtidos da estação meteorológica do Aeroporto Internacional de Florianópolis entre 2008 e 2016). A umidade relativa do ar média é de 82%, e a insolação anual varia entre 2.021 e 2.166 horas (Figura 14).

O solo é classificado como Fluvissoilo Quartzarênico, com predominância de areia de coloração escura devido ao elevado teor de matéria orgânica (Soil Survey Staff, 2014). Apresenta uma camada arenosa profunda (50-60 cm), com 10% de argila, pH 5,4 e 37 g/dm^3 de matéria orgânica na camada superficial (0-10 cm), analisados no momento da implantação do experimento. A área de estudo consiste em um campo agrícola plano, situado a 5-6 m acima do nível do mar, previamente utilizado para cultivo de arroz por vários anos.

Foi roçada uma área de aproximadamente 0,15 ha e foram plantadas e semeadas manualmente uma mistura de espécies anuais e perenes conforme a tabela 7. A seleção dessas espécies baseou-se nos seguintes critérios: (1) adaptação aos subtrópicos úmidos; (2) tolerância a solos encharcados; e (3) tolerância à poda, talhadia ou roçada, indicando potencial para produção de biomassa. Assim o experimento foi delineado para variar a diversidade de características biogeoquímicas, mantendo a riqueza de espécies (número de espécies) constante em todos os tratamentos. Essa variação foi alcançada pela composição das espécies com base no nitrogênio foliar (NF). Onde cada parcela experimental consistiu em uma mistura de oito espécies, configurada da seguinte forma: Tratamento 1 (Baixa Diversidade Funcional - Alto NF. Composto por espécies funcionalmente similares, todas com alta concentração de nitrogênio foliar ($>2,5\%$); Tratamento 2 (Baixa Diversidade Funcional - Baixo NF): Composto igualmente por espécies similares, mas todas com baixa concentração de nitrogênio foliar ($<2,5\%$); e Tratamento 3: (Alta Diversidade Funcional): Composto por um consórcio equilibrado de espécies com concentrações altas e baixas de NF, maximizando a diversidade funcional em relação a esse atributo. (Figura 15).

Tabela 7. Espécies vegetais, segundo o hábito de crescimento, teor de nitrogênio foliar (NF) e localização na linha central de árvores (LC) ou entrelinhas com plantas herbáceas adubadeiras (EL) em sistemas agroflorestais composto por plantas com alto (SAF-A), médio (SAF-M) ou baixo (SAF-B) teores de NF. PA =Pseudoarbusto; HB = Herbáceo Basal; HE = Herbáceo ereto; Arb = Arbóreo.

Espécie	NF	Hábito	Faixa	SAF-A	SAF-M	SAF-B
Capim-elefante (<i>Pennisetum purpurem</i>)	Baixo	PA	EL		x	x
Feijão Guandu (<i>Cajanus cajan</i>)	Alto	PA	EL	x	x	
Banana (<i>Musa sp.</i>)	Alto	PA	EL	x		
Amendoim forrageiro (<i>Arachis pintoii</i>)	Alto	HB	EL	x	x	
Capim-Tanzânia (<i>Panicum maximum</i>)	Baixo	HB	EL			x
Crotalária (<i>Crotalaria spectabilis</i>)	Alto	HE	EL	x		
Ingá (<i>Inga sp.</i>)	Alto	Arb	LC	x	x	
Araçá (<i>Psidium cattleianum</i>)	Baixo	Arb	LC			x
Tucaneira (<i>Citharexylum myrianthum</i>)	Baixo	Arb	LC		x	x
Capim-limão (<i>Cymbopogon citratus</i>)	Baixo	HB	EL			x
Espinafre-neozelandês (<i>Tetragonia tetragonoides, T. expansa</i>)	Baixo	HB	EL		x	x
Feijão de porco (<i>Canavalia ensiformis</i>)	Alto	HE	EL	x		
Mutamba (<i>Guazuma ulmifolia</i>)	Alto	Arb	LC	x	x	
Mulungu do litoral (<i>Erythrina speciosa</i>)	Alto	Arb	LC	x	x	
Castanheira da Praia (<i>Pachira glabra</i> Syn. <i>Bombacopsis glabra</i>)	Baixo	Arb	LC		x	x
Aroeira (<i>Schinus terebinthifolius</i>)	Baixo	Arb	LC			x
Grandiúva (<i>Trema micrantha</i>)	Alto	Arb	LC	x		

Fonte. LEAP, UFSC

A riqueza de espécies foi mantida constante, enquanto a diversidade funcional (DF) foi manipulada: o tratamento com NF médio (Tratamento 3) tinha alta DF, e os tratamentos com NF uniformemente baixo ou alto (Tratamentos 1 e 2) tinham baixa DF. O experimento foi conduzido em blocos casualizados, com três tratamentos e três repetições. Cada parcela mede 9,0 x 9,0 m, com bordaduras de 0,5 m entre elas. Os tratamentos correspondem a diferentes teores de nitrogênio foliar (NF).

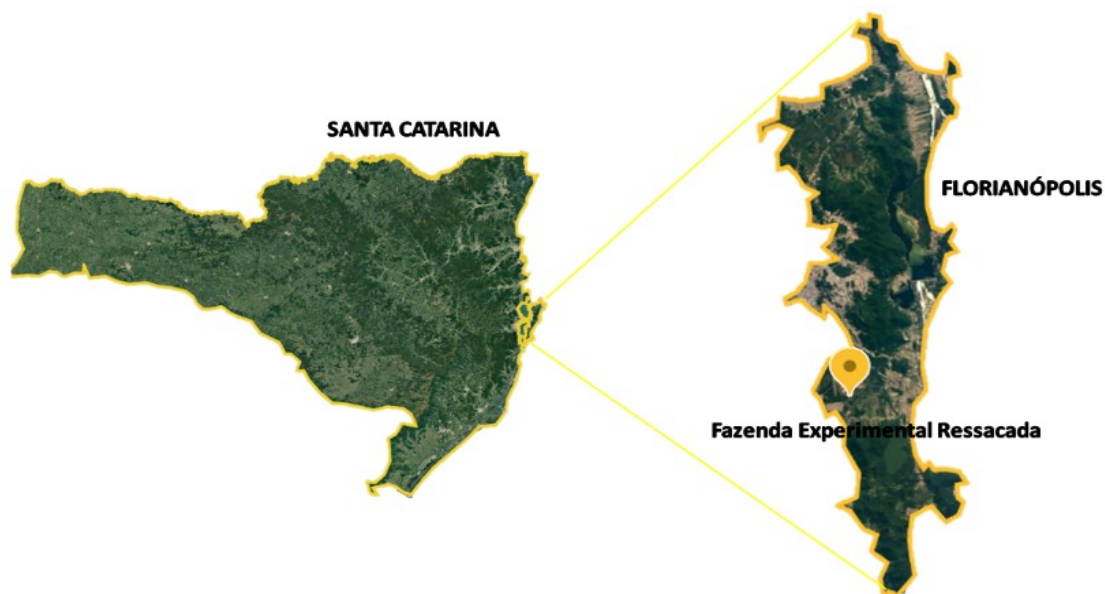
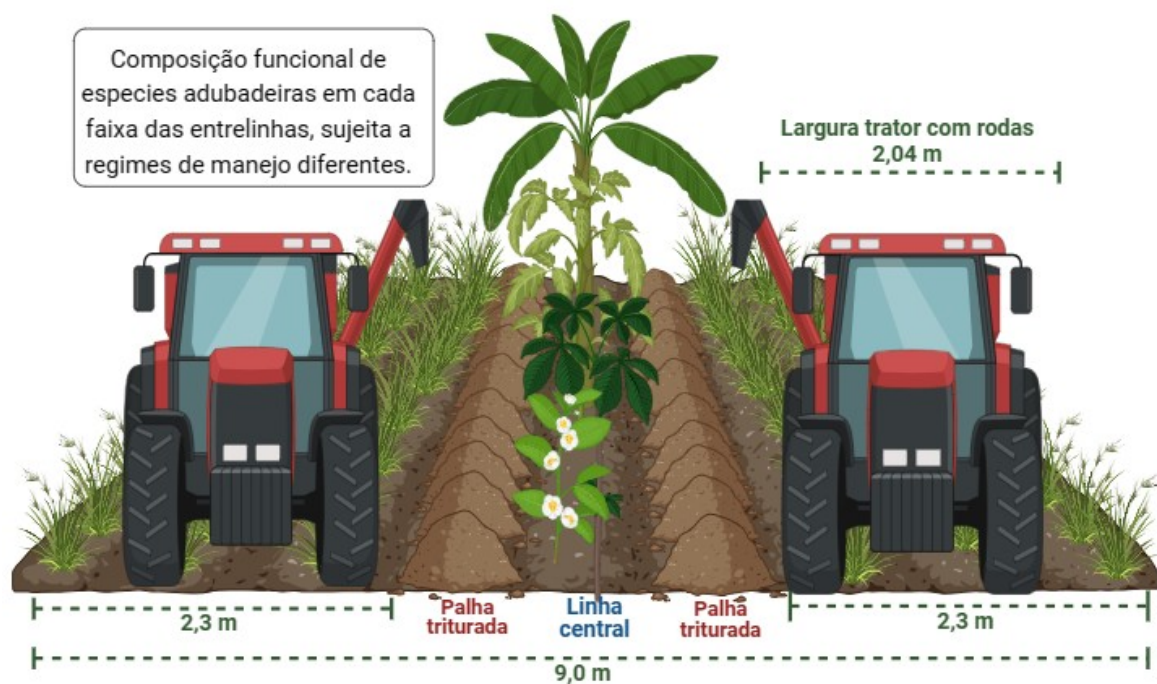


Figura 14. Mapa de Florianópolis e localização da Fazenda Experimental da Ressacada.

Cada tratamento (mistura de espécies) foi replicado três vezes, totalizando nove parcelas. Dentro de cada parcela, as espécies foram arranjadas em faixas, considerando seu histórico de vida e altura máxima. Dentro dessas faixas, uma combinação de duas misturas de espécies foi plantada na densidade recomendada pelas práticas agrônômicas. A distribuição espacial das plantas dentro das parcelas foi idêntica em todos os blocos. Em cada parcela há uma linha central de árvores pioneiras secundárias e duas linhas laterais consecutivas de gramíneas forrageiras ao lado da linha central (Tabela 7), onde as linhas das árvores pioneiras foram plantadas no ano de 2016 e as linhas seguintes foram plantadas no decorrer do tempo (Figura 16).



Fonte. Adaptado do LEAP, UFSC

Figura 15. Divisão por faixas (linha central com espécies arbóreas e laterais gramíneas perenes) dentro da parcela de sistema agroflorestal, na Fazenda Experimental da Ressacada, Florianópolis

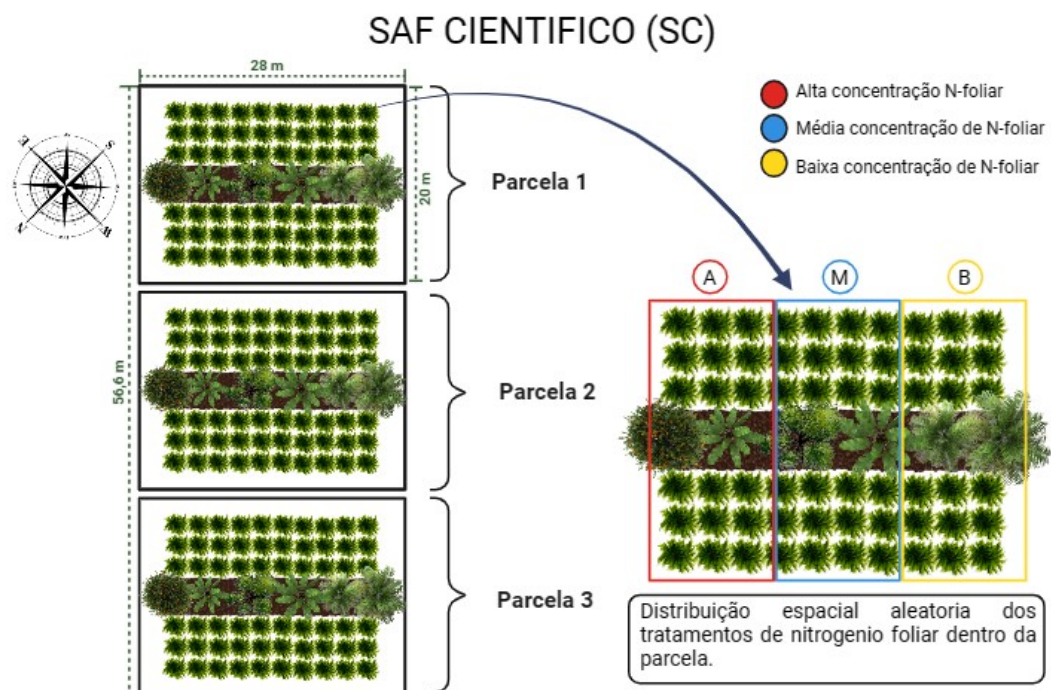


Figura 16. Área de estudo - Sistema Agroflorestal, na Fazenda Experimental da Ressacada, Florianópolis.

15.2 COLETAS DE SOLO

As amostragens de solo foram feitas em cada estação do ano, a fim de avaliar a atividade microbiana. Foram coletadas três amostras compostas na faixa das árvores, e três amostras compostas nas faixas laterais com adubadeiras perenes, respeitando a distribuição aleatória dos tratamentos de N-foliar, obtendo-se seis amostras por parcela e 18 amostras totais (Figura 17). As coletas de solo foram realizadas na camada de 0-10 cm, com um trado calador, retirando-se uma amostra de cada para avaliações microbiológicas. Estas amostras foram armazenadas em sacos plásticos hermeticamente fechados, identificados e mantidos em geladeira a 4°C até seu processamento.

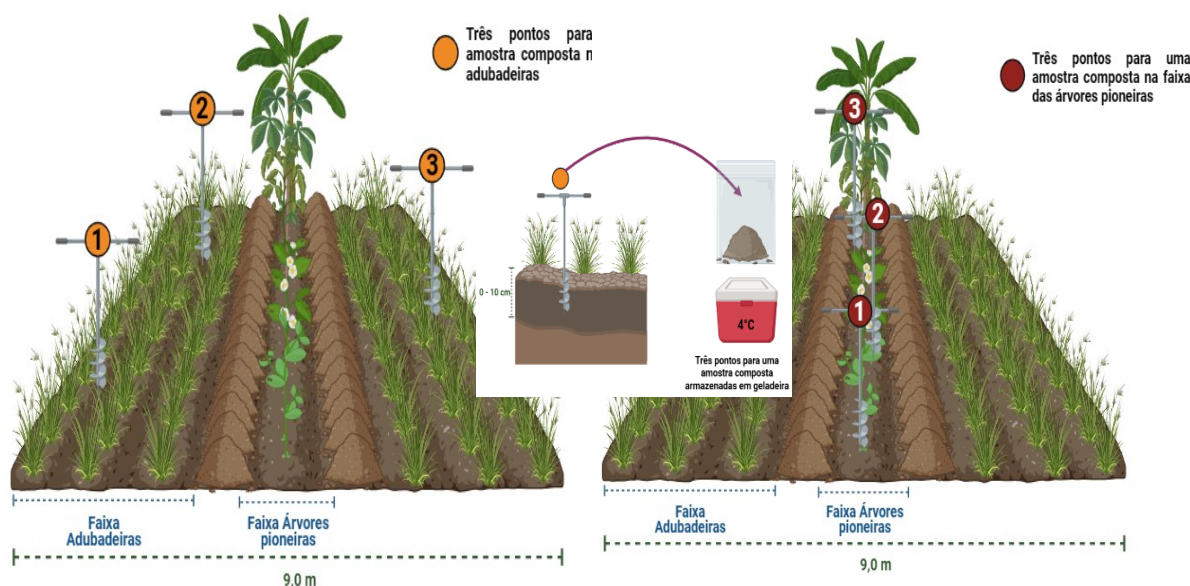


Figura 17. Amostragem de solo na parcela do SAF de sucessão na Fazenda Experimental da Ressacada, Florianópolis.

15.3 ANÁLISES DE LABORATORIO

Foram avaliados os indicadores microbiológicos respiração basal, quociente metabólico, carbono microbiano, nitrogênio microbiano, e atividade das enzimas arissulfatase, B-glucosidase, fosfatase ácida e hidrólise de DAF. As avaliações foram feitas e duas faixas (arbóreas e adubadeiras) em cada parcela e foram realizadas quatro coletas no ano, uma por cada estação.

15.3.1 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (BMS-C)

A quantificação do carbono da biomassa microbiana foi realizada mediante o método de Vance et al. (1987). Adotou-se uma relação solo: extrator (K_2SO_4 0,5 M) de 1:2,5 (p/v) e fator de conversão kC de 0,33, conforme estabelecido por Sparling e West (1988). As amostras de solo foram submetidas à fumigação com clorofórmio ($CHCl_3$) isento de etanol por 24 horas em ambiente escuro a 25°C, segundo Brookes et al. (1982) e Witt et al. (2000). Após o período de fumigação, procedeu-se à extração do carbono microbiano, com posterior quantificação pelo método Walkley-Black modificado (Tedesco et al., 1995), realizado sem aquecimento externo em chapa. A análise incluiu a digestão à frio das amostras, seguida de titulação com solução de $FeSO_4$ 0,4 N. Paralelamente, foram analisadas amostras-controle não fumigadas.

O cálculo final do BMS-C foi realizado mediante a diferença entre o carbono extraído das amostras fumigadas e não fumigadas, aplicando-se o fator de correção kC. Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo brancos de processo em cada série analítica para controle de qualidade. Os reagentes utilizados foram de grau analítico e todo o material foi previamente lavado com solução ácida para evitar contaminações.

15.3.2 NITROGÊNIO DA BIOMASSA MICROBIANA DO SOLO (BMS-N)

A quantificação do nitrogênio da biomassa microbiana foi realizada mediante o método de fumigação-extração de Brookes et al. (1982), utilizando-se uma relação solo:extrator (K_2SO_4 0,5 M) de 1:2,5 (p/v) e fator de conversão kN de 0,54. As amostras foram submetidas à fumigação com clorofórmio ($CHCl_3$) isento de etanol por 24 horas em ambiente escuro a 25±1°C, seguindo os protocolos estabelecidos por Brookes et al. (1982) e Witt et al. (2000).

Após o período de fumigação, procedeu-se à extração do nitrogênio microbiano, seguida de quantificação pelo método de Kjeldahl modificado para microanálises. O processo incluiu destilação por arraste de vapor em sistema Kjeldahl, com posterior titulação por neutralização ácido-base utilizando solução padronizada de H_2SO_4 0,01M como titulante e indicador de ponto final. Foram realizadas análises em paralelo de amostras-controle não fumigadas para correção dos valores obtidos.

O cálculo final do BMS-N foi determinado pela diferença entre o nitrogênio extraído das amostras fumigadas e não fumigadas, aplicando-se o fator kN de 0,54. Todas as determinações foram realizadas em triplicata, incluindo brancos de processo e padrões de referência em cada série analítica para controle de qualidade. Os reagentes utilizados foram

de alta pureza (grau analítico) e todo o material foi previamente descontaminado para evitar interferências nos resultados.

15.3.3 DETERMINAÇÃO DA RESPIRAÇÃO BASAL MICROBIANA (RBS) E DO QUOCIENTE METABÓLICO DO SOLO (qCO_2)

A respiração basal microbiana foi quantificada pelo método estático descrito por Anderson & Domsch, (1993), e adaptado por Mendonça & Matos (2005). Amostras de solo (equivalente a 100 cm³ de solo seco) foram incubadas em frascos herméticos contendo 20 mL de NaOH 0,5 mol L⁻¹ como solução absorvente de CO₂, mantidas em câmara climatizada a 25±0,5°C. Após sete dias de incubação, os frascos foram abertos por 15 minutos para renovação da atmosfera interna, seguindo protocolo padronizado para garantir condições aeróbias durante todo o período experimental.

Para quantificação do CO₂ liberado, alíquotas de 10 mL da solução de NaOH incubada foram transferidas para erlenmeyers, onde se adicionaram 10 mL de BaCl₂ 0,05 mol L⁻¹ para precipitação dos carbonatos. A titulação foi realizada com HCl 0,25 mol L⁻¹ padronizado, utilizando fenolftaleína 1% como indicador de ponto final. A respiração basal foi expressa em mg de C-CO₂ liberado por 100 cm³ de solo em sete dias, com correções para brancos incubados simultaneamente. Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com padrões de carbonato de sódio.

O quociente metabólico (qCO_2) foi calculado conforme Anderson & Domsch (1993) pela relação entre a respiração basal (mg C-CO₂ kg⁻¹ solo dia⁻¹) e o conteúdo de carbono da biomassa microbiana (mg C kg⁻¹ solo), conforme a equação: $qCO_2 = RBS/CBM$. Este índice foi expresso em mg C-CO₂ kg⁻¹ CBM dia⁻¹, permitindo avaliar a eficiência metabólica da microbiota edáfica. O método apresentou sensibilidade para detectar variações na atividade microbiana em resposta a diferentes condições de manejo do solo.

15.3.4 ATIVIDADE DA β -GLUCOSIDASE

A atividade da enzima β -glicosidase foi quantificada seguindo o método de Eivazi e Tabatabai (1988) padronizado por Tabatabai (1994). Em frascos Erlenmeyer de 50 mL, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg), 4,0 mL de tampão universal modificado (MUB pH 6,0) e 1,0 mL de solução de p-nitrofenil- β -D-glicopiranosídeo (PNG) 50 mM, preparada no mesmo tampão. As amostras foram homogeneizadas por agitação manual vigorosa por 30 segundos e incubadas em estufa BOD a 37±0,5°C por 60 minutos, com controle rigoroso do tempo de reação. Após o período de incubação, a reação enzimática

foi interrompida pela adição de 1,0 mL de CaCl_2 0,5 M e 4,0 mL de solução tampão THAM 0,1 M (pH 12,0). A mistura foi agitada por 15 segundos e imediatamente filtrada em papel de filtro qualitativo Whatman nº 2, descartando-se os primeiros 2 mL do filtrado para evitar interferências. A concentração de p-nitrofenol (pNP) liberado foi determinada por leitura espectrofotométrica a 410 nm em cubetas de quartzo de 1,0 cm de caminho óptico, utilizando espectrofotômetro previamente calibrado com curva padrão de pNP (0 a 100 $\mu\text{mol L}^{-1}$).

A atividade enzimática foi expressa em μmol de pNP liberado por grama de solo por hora ($\mu\text{mol pNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$), calculada a partir da equação da curva padrão e corrigida pelos brancos de reação (contendo todos os reagentes exceto o substrato PNG). Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com amostras padrão de atividade conhecida. O método apresentou sensibilidade para detectar variações na atividade enzimática em diferentes condições de manejo do solo, com limite de detecção de 0,05 $\mu\text{mol pNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

15.3.5 ATIVIDADE DA FOSFATASE ÁCIDA

A atividade da fosfatase ácida foi quantificada segundo Eivazi & Tabatabai (1988). Em tubos de ensaio, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg), 0,2 mL de tolueno (para inibição da atividade microbiana durante a incubação), 4,0 mL de tampão universal modificado (MUB pH 6,5) e 1,0 mL de solução de p-nitrofenil fosfato (PNF) 0,025 M como substrato específico. As amostras foram homogeneizadas por vortex por 30 segundos e incubadas em banho-maria termostaticado a $37 \pm 0,5^\circ\text{C}$ por 60 minutos, com agitação periódica a cada 15 minutos para garantir homogeneidade da reação.

Após o período de incubação, a reação foi interrompida pela adição de 1,0 mL de solução de CaCl_2 0,5 M e 4,0 mL de solução tampão THAM 0,1 M (pH 11,0). O meio reacional foi filtrado em papel Whatman nº 42, descartando-se os primeiros 2 mL do filtrado. A quantificação do p-nitrofenol (pNP) liberado foi realizada por leitura espectrofotométrica a 400 nm, utilizando cubetas de quartzo de 1,0 cm de caminho óptico. Uma curva padrão de pNP (0 a 100 $\mu\text{g mL}^{-1}$) foi preparada simultaneamente para conversão dos valores de absorbância.

A atividade enzimática foi expressa em μg de pNP liberado por grama de solo por hora ($\mu\text{g pNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$), calculada a partir da equação da curva padrão após correção pelos brancos de reação (contendo todos os reagentes exceto o substrato PNF). Todas as determinações foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com amostras padrão de atividade conhecida.

15.3.6 ATIVIDADE DA ARISULFATASE

A atividade da arilsulfatase foi determinada conforme metodologia descrita por Tabatabai (1994). Em frascos Erlenmeyer de 50 mL esterilizados, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg), 4,0 mL de tampão acetato de sódio 0,5 M (pH 5,8) e 1,0 mL de solução de p-nitrofenil sulfato (PNS) 50 mM preparada no mesmo tampão. As amostras foram homogeneizadas por agitação manual vigorosa por 30 segundos e incubadas em estufa bacteriológica a $37\pm 0,5^{\circ}\text{C}$ por 60 minutos, com controle rigoroso do tempo de incubação e condições de esterilidade. Após o período de incubação, a reação enzimática foi interrompida pela adição de 1,0 mL de CaCl_2 0,5 M (para precipitação de interferentes) e 4,0 mL de NaOH 0,5 M (para alcalinização do meio e desenvolvimento de cor). A mistura reacional foi filtrada imediatamente em papel de filtro qualitativo Whatman nº 42, descartando-se os primeiros 2 mL do filtrado. A quantificação do p-nitrofenol liberado foi realizada por leitura espectrofotométrica a 410 nm em cubetas de quartzo de 1,0 cm de caminho óptico, utilizando espectrofotômetro previamente calibrado com curva padrão de p-nitrofenol ($0\text{-}100\ \mu\text{mol L}^{-1}$).

A atividade enzimática foi expressa em μmol de p-nitrofenol liberado por grama de solo por hora ($\mu\text{mol pNP g}^{-1}\text{ h}^{-1}$), calculada a partir da equação da curva padrão após correção pelos brancos de reação (contendo todos os reagentes exceto o substrato PNS). Todas as análises foram realizadas em triplicata, incluindo controles de qualidade com amostras padrão de atividade conhecida.

15.3.7 HIDRÓLISE DE DAF

A atividade microbiológica foi estimada pelo método de hidrólise de diacetato de fluoresceína (DAF), como descrito originalmente por Schnürer & Rosswall (1982). Em tubos Falcon estéreis de 15 mL, adicionou-se 1,0 g de solo (pesado com precisão de 0,1 mg) e 10 mL de solução tampão fosfato de potássio 0,1 M (pH 7,5). As amostras foram pré-homogeneizadas por agitação orbital a 100 rpm por 15 minutos para equilíbrio do sistema. Em seguida, adicionou-se 0,1 mL de solução estoque de DAF (4,8 mM em acetona) e procedeu-se à incubação por 120 minutos em agitador orbital a 125 rpm e temperatura controlada ($25\pm 1^{\circ}\text{C}$). Após incubação, a reação foi interrompida pela adição de 0,2 mL de clorofórmio (grau analítico) e agitação vigorosa por 30 segundos. As amostras foram então centrifugadas a 3.000 g por 2 minutos para sedimentação das partículas do solo. O sobrenadante foi filtrado em membrana de nitrocelulose de $0,45\ \mu\text{m}$ e a absorbância do filtrado foi medida imediatamente em espectrofotômetro a 490 nm, utilizando cubetas de quartzo de

1 cm de caminho óptico. Paralelamente, foram processadas amostras-controle (sem adição de DAF) para correção da fluorescência natural do solo e de possíveis interferentes.

16. RESULTADOS

16.1 pH do Solo

O pH do solo apresentou variações entre as estações do ano. O pH foi mais elevado no outono (6,0) e na primavera (5,9), enquanto o verão apresentou o menor valor médio (5,1), sendo inferior às demais estações, exceto ao inverno (5,5), que apresentou valor intermediário, não diferindo das demais estações (Tabela 8).

Tabela 8 - pH do solo nas estações em Sistemas Agroflorestais (SAFs) com diferentes teores de nitrogênio foliar.

Tratamentos	pH em água				Média
	Verão	Outono	Inverno	Primavera	
Alto Teor N	5.0	5.9	5.5	5.9	5.6 A
Médio Teor N	5.2	6.0	5.5	6.0	5.7 A
Baixo Teor N	5.2	6.0	5.5	5.9	5.7 A
Média	5.1 b	6.0 a	5.5 ab	5.9 a	

* Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

16.2. Carbono da biomassa microbiana (CMB)

Os teores de carbono da biomassa microbiana do solo (CBM) apresentaram variações em função dos teores foliares de nitrogênio (N) foliar. Áreas com plantas de alto teor de N-foliar apresentaram os maiores valores de CBM, com média de 361 mg de C kg⁻¹ de solo, seguidas pelas áreas com teor médio de N-foliar, com 292 mg de C kg⁻¹ de solo, e por fim as áreas com baixo teor de N-foliar apresentaram os menores valores, com média de 233 mg de C kg⁻¹ de solo (Figura 18A). Em relação às estações do ano, observou-se que o verão apresentou o maior acúmulo de CBM, com média de 357 mg de C kg⁻¹ de solo, enquanto o outono apresentou os menores valores, com média de 245 mg de C kg⁻¹ de solo (Figura 18B). As estações de inverno e primavera apresentaram valores intermediários (290 e 311 mg de C kg⁻¹ de solo, respectivamente), sem diferenças entre si ou em comparação com o verão e o outono.

Foram observadas diferenças nos teores de CBM entre as faixas dominadas por árvores e aquelas com vegetação herbácea, denominada adubadeiras, com valores médios de 329 mg de C kg⁻¹ de solo e 268 mg de C kg⁻¹ de solo respectivamente (Figura 18C).

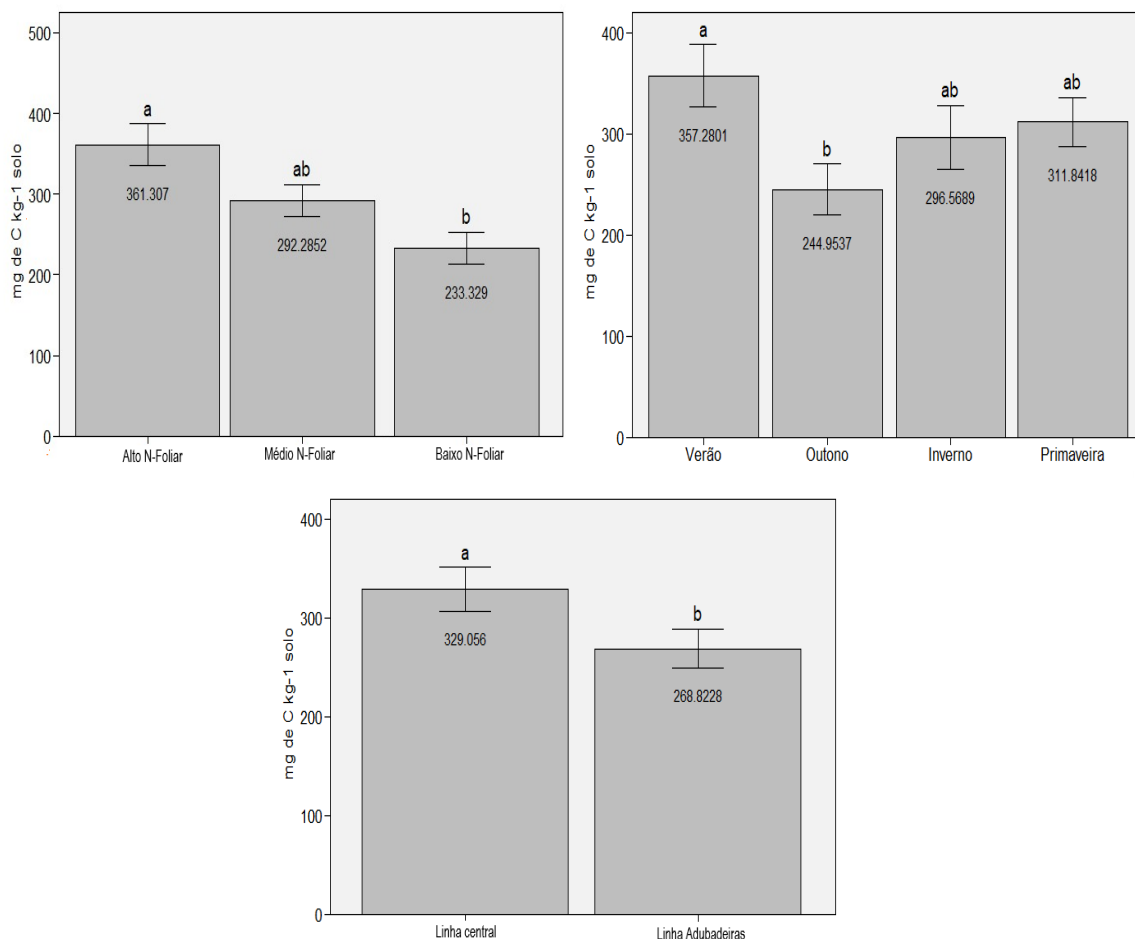


Figura 18. Carbono da biomassa microbiana do solo em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas contendo diferentes teores de nitrogênio foliar. A) Tratamentos de N-foliar das plantas; B) nas quatro estações do ano; C) Tratamentos de linha central e linha adubadeiras. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

16.3 Nitrogênio da biomassa microbiana (BMS-N)

Houve diferenças nos teores de BMS-N entre as estações do ano (Figura 19). O outono apresentou o maior teor médio de BMS-N, com 43,3 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$ de solo, valor superior àqueles das demais estações. Por outro lado, verão (28,6 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$), inverno (31,2 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$) e primavera (29,8 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$) não diferiram entre si.

Nos tratamentos de nitrogênio foliar (N-foliar), não foram observadas diferenças entre as estações, o que indica que este parâmetro não foi sensível às mudanças ao longo do ano, diversamente do BMS-C.

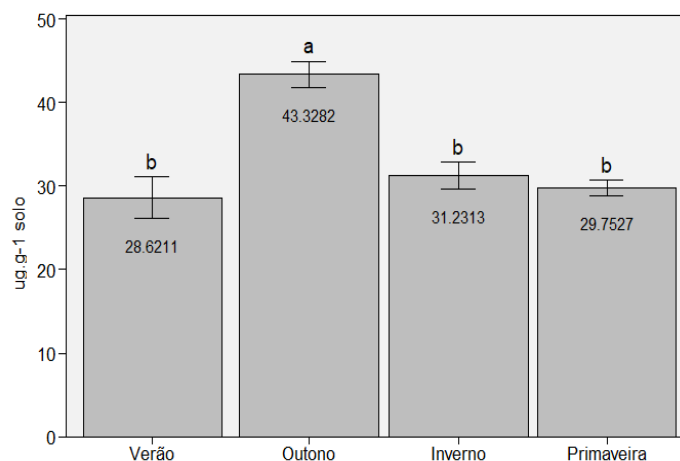


Figura 19. Nitrogênio da biomassa microbiana do solo em sistemas agroflorestais com consórcio de plantas contendo diferentes teores de nitrogênio foliar, nas quatro estações do ano. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

16.4 Respiração Basal (RBS)

A respiração basal do solo (RBS) variou entre os tratamentos de teor de N-foliar na estação do outono (Figura 20). Nesse período, o tratamento com baixo teor de N-foliar apresentou a maior taxa de respiração basal (aproximadamente $11 \mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$), superior aos tratamentos com médio e alto teor de N-foliar. Nas estações de inverno e primavera, não foram observadas diferenças entre os tratamentos, indicando um comportamento mais uniforme da RBS nessas épocas do ano.

No verão, o tratamento com baixo teor de N-foliar também apresentou valor maior em relação ao tratamento com alto teor de N.

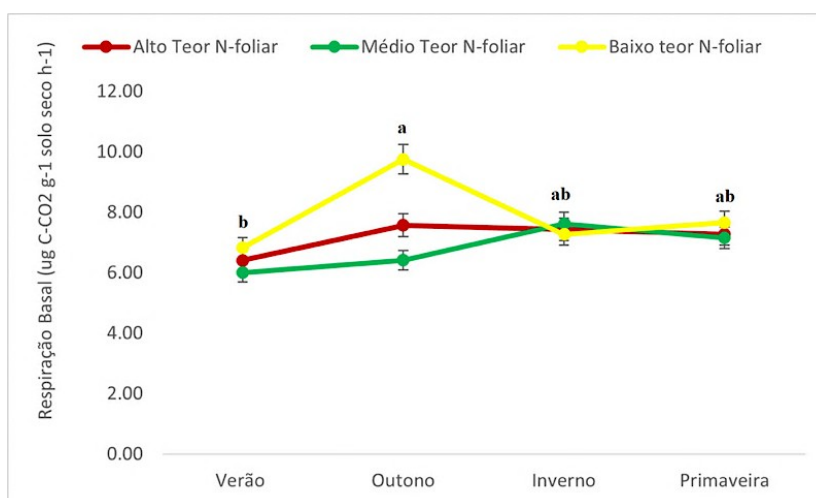


Figura 20. Respiração basal do solo nas quatro estações do ano em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas contendo diferentes teores de nitrogênio foliar. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey nas estações do ano ($p < 0,05$).

16.5 Quociente metabólico (qCO_2)

O quociente metabólico do solo (qCO_2) apresentou diferenças entre os tratamentos de teor de nitrogênio foliar (Tabela 9). As áreas com consórcios de espécies de baixo teor de N-foliar apresentaram os maiores valores médios de qCO_2 ($35,6 \text{ mg C-CO}_2 \text{ mg}^{-1} \text{ CBM h}^{-1}$), superiores aos observados nos tratamentos com teor médio ($25,1 \text{ mg C-CO}_2 \text{ mg}^{-1} \text{ CBM h}^{-1}$) e alto teor de N-foliar ($19,5 \text{ mg C-CO}_2 \text{ mg}^{-1} \text{ CBM h}^{-1}$).

Em relação às estações do ano, também foram observadas variações. O outono apresentou o maior valor médio de qCO_2 ($30,7 \text{ mg C-CO}_2 \text{ mg}^{-1} \text{ CBM h}^{-1}$), seguido do inverno (26,0) e da primavera (26,1), que não diferiram entre si. O verão apresentou o menor valor médio (24,0), diferindo do outono. Não foram observadas diferenças entre as faixas de tratamento dentro de cada estação.

Tabela 9. Quociente metabólico em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas contendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano.

Tratamentos	qCO_2				Média
	Verão	Outono	Inverno	Primavera	
Alto Teor N	18.3	20.0	20.0	19.6	19.5 B
Médio Teor N	21.6	26.1	27.9	24.7	25.1 AB
Baixo Teor N	32.0	46.0	30.2	34.1	35.6 A
Média	24.0 b	30.7 a	26.0 ab	26.1 ab	

* Médias seguidas pela mesma letra, minúscula na linha e maiúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

16.6 Atividade Enzimática

A Figura 21 apresenta os resultados da atividade enzimática no solo em relação aos tratamentos de nitrogênio foliar dentro do SAF e em relação às estações do ano. Foram observadas diferenças na atividade das enzimas β -glucosidase, fosfatase ácida e DAF (diacetato fluoresceína) (Figura 22). A atividade da β -glucosidase foi menor no verão, enquanto outono, inverno e primavera apresentaram valores mais elevados e semelhantes, indicando maior estabilidade dessa enzima nas estações mais amenas. A enzima fosfatase ácida apresentou sua menor atividade no verão e a maior na primavera, com diferenças entre todas as estações. Já a atividade da enzima DAF foi mais baixa no outono e superior no inverno, enquanto primavera e verão apresentaram valores intermediários.

As enzimas β -glucosidase e fosfatase e a hidrólise da DAF mostraram diferenças entre as estações, enquanto a atividade da arilsulfatase não apresentou variação entre as estações, indicando uma relativa estabilidade sazonal. Além disso, não foram observadas diferenças entre os tratamentos relacionados aos teores de N-foliar para nenhuma das enzimas.

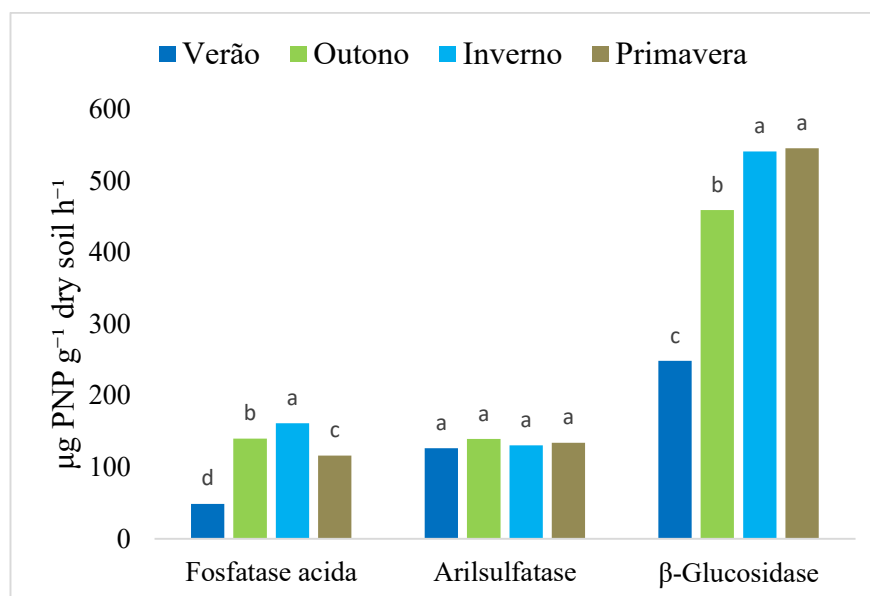


Figura 21. Atividade enzimática em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas contendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

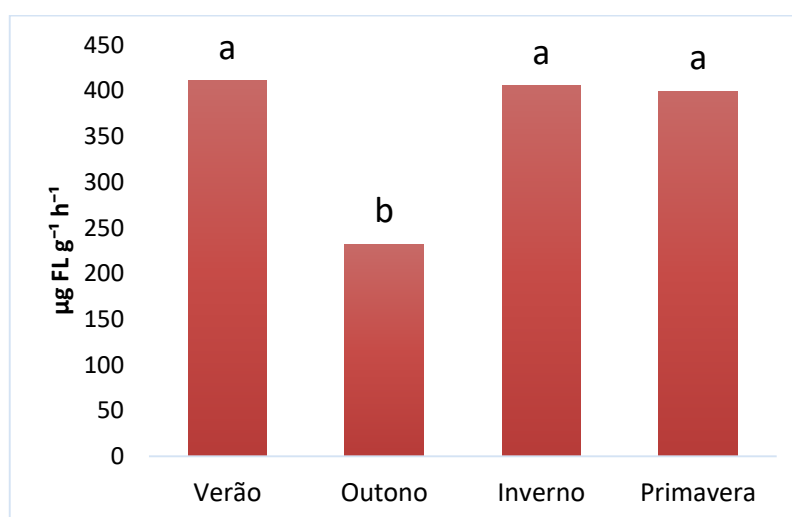


Figura 22. Hidrólise de diacetato de fluoresceína (DAF) em sistemas agroflorestais com consórcios de plantas contendo diferentes teores de nitrogênio foliar nas quatro estações do ano. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

17. DISCUSSÃO

17.1. Carbono e Nitrogênio da biomassa microbiana

Os teores de pH (tabela 8) do solo não tiveram relação com o teor de N, e diversidade vegetal associada, das comunidades de plantas dos diferentes SAFs. Essa ausência de correlação sugere que a diversidade de espécies de plantas não afeta diretamente a acidez do solo, que pode, porém, pode ser afetada por outros fatores edáficos ou climáticos. Tilman et al. (1996) demonstram que a diversidade vegetal é frequentemente limitada pela competição por múltiplos recursos, incluindo N, fósforo e água. Neste caso, a estabilidade do pH entre os tratamentos de N foliar sugere que as plantas se adaptaram a condições semelhantes de acidez, enquanto a variação das estações em relação ao pH pode modular a disponibilidade de nutrientes. Além disso, a influência das estações no pH, com valores mais baixos no verão, reflete o aumento de atividade biológica e de liberação de ácidos orgânicos durante períodos de maior temperatura e precipitação, conforme descrito por Rousk et al. (2009). Essa flutuação pode criar nichos temporais que favorecem espécies adaptadas a condições ácidas ou alcalinas como podem ser as plantas espontâneas, aumentando a diversidade entre estações

Os resultados em relação ao carbono microbiano (figura 18) revelam uma relação clara entre a qualidade do recurso vegetal, medida pelo teor de nitrogênio foliar (N-foliar), e a biomassa microbiana do solo, avaliada através do carbono microbiano (CBM). O tratamento com Alto Teor de N-Foliar apresentou significativamente maior carbono microbiano em comparação com os tratamentos de Médio e Baixo N-Foliar (Figura 18A). Sugerindo que a qualidade do material vegetal teve maior influência na biomassa microbiana do que a diversidade funcional. Isso sugere uma relação positiva entre a disponibilidade de N nos resíduos vegetais e a atividade microbiana no solo. Esse padrão pode ser explicado pelo maior aporte de material orgânico de alta qualidade, o que favorece a decomposição e o crescimento microbiano (Cleveland & Liptzin, 2007). Estudos como os de LeBauer & Treseder (2008) indicam que ecossistemas com maior disponibilidade de N tendem a sustentar comunidades microbianas mais ativas, o que pode modular a ciclagem de nutrientes e a disponibilidade de formas assimiláveis de N no solo.

A maior acumulação de CBM foi no verão (figura 18B), seguida por valores intermediários na primavera e inverno e os menores no outono. Essa variação pode estar relacionada com a entrada de resíduos vegetais e nas condições microclimáticas do solo. Temperaturas mais altas e maior umidade no verão (Tabela 10), podem acelerar a decomposição e a atividade microbiana, enquanto a queda de folhas no outono pode não ser imediatamente convertida em biomassa microbiana devido a condições menos favoráveis (Sinsabaugh et al., 2016). Essas flutuações podem criar heterogeneidade temporal na

disponibilidade de recursos, como observado em estudos de diversidade funcional em florestas temperadas (Reich et al., 2003).

Os resultados demonstram diferenças marcantes na acumulação de carbono microbiano (CBM) entre faixas de espécies florestais e faixas de espécies herbáceas (Figura 18C). Este resultado sugere que a estabilidade do sistema radicular e a qualidade da serapilheira podem ser mais determinantes para a biomassa microbiana do que a entrada sincronizada de recursos via poda. Este acúmulo pode ser atribuída à estabilidade do sistema radicular e à liberação contínua de exsudatos radiculares, que exercem maior influência sobre a comunidade microbiana (Wardle & Ghani, 1995). Espécies arbóreas geralmente desenvolvem sistemas radiculares profundos e permanentes, criando micro habitats favoráveis para o estabelecimento de microrganismos (Silva et al., 2012). Adicionalmente, a serapilheira arbórea, embora mais recalcitrante, fornece recursos de liberação lenta que sustentam comunidades microbianas especializadas em decomposição de material complexo (Piza et al., 2021).

Houve diferenças nos teores de BMS-N entre as estações (Figura 19); o outono apresentou teores médios maiores que as outras estações com valores médios de $43,3 \text{ ug.g}^{-1}$ solo e as demais estações não apresentaram diferenças entre si, com valores médios próximos aos 29 ug.g^{-1} solo. Segundo Assis et al., (2019) os valores superiores a 15 ug.g^{-1} de BMS-se encontram na faixa dos valores médios em sistemas integrados. Este padrão pode estar relacionado ao aumento da disponibilidade de substratos orgânicos derivados dos teores de nitrogênio foliar, conforme observado por Schimel & Bennett (2004). A maior imobilização de N microbiano no outono pode criar um período crítico de competição por N entre microrganismos e plantas, potencialmente influenciando ao desenvolvimento da comunidade vegetal como aquelas com associações micorrízicas ou sistemas radiculares mais extensos (Chapin et al., 2011).

As faixas de plantas, assim como a diversidade funcional do sistema representada pelos teores de N-foliar das plantas não se diferenciaram quanto a valores médios de BMS-N. De acordo com Vallejo et al. (2010), a presença de árvores em sistemas agroflorestais aumenta os valores de nitrogênio microbiano do solo, o que pode ser atribuído à heterogeneidade dos componentes vegetais e ao efeito de borda entre os diferentes tipos de uso do solo. A falta de diferença na BMS-N entre estações distintas do outono pode refletir um equilíbrio dinâmico entre os processos de imobilização e mineralização do N microbiano. Segundo Davidson et al. (1992), fatores como temperatura e umidade podem modular esta relação, criando janelas temporais específicas para a disponibilidade de N. Esta variação temporal na disponibilidade

de N pode promover a coexistência de espécies vegetais onde diferentes espécies maximizam seu crescimento em períodos distintos de disponibilidade de recursos (Chesson, 2000).

17.2. Respiração basal do solo e quociente metabólico

Houve maior respiração basal do solo (RBS) (Figura 20) em áreas com baixo teor de N-foliar, particularmente no outono e primavera, sugerindo um padrão distinto de atividade microbiana em solos associados à vegetação com menor conteúdo de nitrogênio. Este fenômeno pode ser explicado pelo fato de comunidades microbianas em ambientes com menor disponibilidade de N investirem mais energia na decomposição de material orgânico recalcitrante, resultando em maior liberação de CO₂ (Manzoni et al., 2012). Tal condição pode criar um ambiente edáfico distinto, favorecendo espécies vegetais adaptadas a solos com maior atividade microbiana e ciclagem acelerada de carbono, como observado em estudos de gradientes de fertilidade em ecossistemas naturais (Orwin et al., 2010).

Os padrões de RBS, com diferenças significativas apenas no outono e verão, refletem a interação complexa entre disponibilidade de substratos e condições ambientais. O maior contraste no outono pode estar relacionado à entrada diferenciada de biomassa vegetal entre os tratamentos; plantas com baixo N-foliar produzem material mais lignificado, que requer maior atividade enzimática para decomposição (Orwin et al., 2011). Esta variação pode promover a coexistência de espécies vegetais através da criação de nichos temporais distintos, (Chesson, 2000), particularmente relevante em ecossistemas com estações marcadas.

Os picos de respiração basal no outono coincidem com a entrada massiva de serapilheira fresca combinada com condições ideais de temperatura e umidade (Tabela 10). Neste período, a comunidade microbiana, após atingir seu ápice de biomassa durante o verão, está apta a decompor materiais complexos (Schnecker et al., 2023).

A ausência de diferenças significativas na RBS entre tratamentos durante inverno e primavera sugere que outros fatores além do teor de N-foliar podem dominar o controle da atividade microbiana nestas estações. Condições térmicas no inverno e disponibilidade hídrica na primavera podem regular as respostas microbianas entre tratamentos (Davidson & Janssens, 2006). Esta uniformização temporal da atividade microbiana pode beneficiar espécies vegetais generalistas, reduzindo possíveis vantagens competitivas de espécies especializadas em condições específicas de disponibilidade de N, contribuindo assim para a manutenção da diversidade no agroecossistema.

O qCO₂ apresentou diferenças entre os tratamentos (Tabela 9); as áreas baixas nitrogênio foliar tiveram valores maiores que os outros tratamentos, indicando uma menor

eficiência metabólica da microbiota neste sistema, caracterizando uma situação de estresse metabólico. Gama-Rodrigues et al. (2005) concluíram que altos valores de qCO_2 estão associados ao alto nível energético requerido para manutenção da atividade microbiana no solo em função de estresses ambientais e a dinâmica dos microrganismos.

Em relação às estações do ano, os maiores valores ocorreram no outono, com um valor médio de $30,7 \text{ mg de C-CO}_2 \text{ mg CBM}^{-1} \text{ h}^{-1}$, coincidindo com o período de maior entrada de serapilheira fresca no sistema. Esse aumento reflete o custo energético associado à recomposição da comunidade microbiana para decompor os novos recursos disponíveis. Por outro lado, o verão teve os menores valores, com $24,0 \text{ C-CO}_2 \text{ mg CBM}^{-1} \text{ h}^{-1}$. Isso é coerente com estudo (Silva et al., 2012) que encontrou maior qCO_2 na estação de outono, indicando que o sistema está em desequilíbrio ou sob condições de estresse devido à seca (Totola & Chaer, 2002).

Os maiores valores de qCO_2 em áreas com baixo teor de N-foliar sugerem a ocorrência de estresse microbiano. Segundo Anderson & Domsch (2010), o aumento do qCO_2 reflete em menor eficiência no uso de carbono pela microbiota, indicando condições de estresse nutricional, na qual os microrganismos alocam mais energia para manutenção celular que para crescimento. Tal padrão é consistente com a hipótese de que solos associados a vegetação com baixo N-foliar apresentam material orgânico mais recalcitrante, exigindo maior gasto energético para sua decomposição (Sinsabaugh et al., 2016).

O tratamento com alto teor de N-foliar manteve valores de qCO_2 consistentemente baixos ao longo de todas as estações, indicando uma alta eficiência na conversão de carbono em biomassa microbiana. Esta eficiência é característica de sistemas onde recursos de alta qualidade permitem que a comunidade microbiana direcione maior parte da energia assimilada para crescimento e reprodução (Cotrufo et al., 2013).

A ausência de diferenças no qCO_2 entre faixas de tratamento dentro de cada estação sugere que os fatores estacionais podem sobrepor-se às diferenças na qualidade da vegetação em determinados períodos do ano. Este achado corrobora estudos como o de Bardgett et al. (2014), que destacam o papel dominante das condições ambientais sobre as características da comunidade microbiana em escalas temporais curtas.

17.3. Atividade enzimática: Arisulfatase, β -glucosidase, Fosfatase ácida e hidrólise da DAF

Os padrões sazonais distintos observados na atividade das enzimas β -glucosidase e fosfatase ácida e na hidrólise da DAF revelam dinâmicas na ciclagem de nutrientes que podem

afetar a diversidade vegetal. A menor atividade da β -glucosidase no verão sugere uma possível inibição enzimática devido a condições de estresse hídrico ou térmico (Tabela 10), conforme descrito por Steinweg et al. (2013). Este padrão estacional na decomposição de carbono pode criar variações temporais na disponibilidade de nutrientes, favorecendo a coexistência de espécies vegetais com diferentes estratégias de aquisição de recursos (Bardgett et al., 2014). A estabilidade da arilsulfatase, por outro lado, indica que o ciclo do enxofre pode ser menos sensível às variações estacionais, provavelmente devido a uma menor demanda por este nutriente na maioria das espécies vegetais (Kertesz & Mirleau, 2004).

A ausência de diferenças entre os tratamentos de N-foliar na atividade enzimática é um resultado particularmente interessante, sugerindo que a qualidade do material vegetal, especificamente o teor de N foliar, pode não ser o principal fator regulador da atividade enzimática no solo. Isso contrasta com estudos, como o de Sinsabaugh et al. (2009), que propõem uma relação direta entre a qualidade da serapilheira e a atividade enzimática. Nossos resultados indicam que outros fatores, como as condições microclimáticas do solo e a composição da comunidade microbiana, podem exercer influência mais significativa sobre as enzimas do que o teor de N foliar (Burns et al., 2013).

A elevada atividade das enzimas DAF e β -glucosidase ressalta a importância central dos ciclos de carbono e nitrogênio nos processos do solo. Segundo Allison et al. (2010), essas enzimas são frequentemente limitantes nos processos de decomposição e sua atividade reflete a demanda microbiana por fontes de energia. A variação estacional observada nessas atividades enzimáticas permite gerar um mosaico temporal de disponibilidade de nutrientes, possibilitando a coexistência de espécies vegetais com diferentes demandas nutricionais ao longo do ano (Chapin et al., 2011). Esse mecanismo de partição temporal de recursos pode ser particularmente importante para a manutenção da diversidade em agroecossistemas.

Em resumo, as variações climáticas exercem mais influência sobre atributos do solo como pH, CBM, atividade enzimática e qCO_2 , que os teores de N-foliar, o que indica que os ciclos biogeoquímicos no sistema estudado são predominantemente regulados por fatores climáticos estacionais. Os maiores valores de qCO_2 e respiração basal em áreas com baixo N-foliar indicam comunidades microbianas sob estresse metabólico, provavelmente devido à necessidade de decompor material mais recalcitrante. Esta condição cria nichos edáficos distintos que podem sustentar comunidades vegetais especializadas, contribuindo para a diversidade nos agroecossistemas. Conjuntamente, os resultados mostram que variação estacional modula a disponibilidade de nutrientes, levando a mudanças na atividade microbiana do solo, e também que a diversidade e a qualidade do material vegetal sustentam

a coexistência de espécies microbianas com diferentes estratégias de aquisição de N e tolerância a variações edáficas.

18. DISCUSSÃO GERAL

Os resultados deste trabalho demonstram que os sistemas agroflorestais (SAFs) em diferentes estágios de sucessão – no caso, um, quatro e seis anos - alteram significativamente os atributos microbiológicos do solo, confirmando a hipótese de que o tempo de manejo modula a estrutura e a atividade das comunidades microbianas do solo.

Os SAFs maduros, como o de seis anos, apresentaram os maiores teores de carbono da biomassa microbiana (CBM) e maior atividade enzimática, indicando um sistema biologicamente mais estável e eficiente na ciclagem de nutrientes. Entretanto, foi no estágio intermediário, com quatro anos, que se observou a maior eficiência metabólica, com menores valores de qCO_2 , sugerindo um equilíbrio entre aporte de matéria orgânica e atividade microbiana. Por outro lado, os SAFs jovens, de um ano, exibiram alta respiração basal (RBS) e qCO_2 elevado, refletindo uma comunidade microbiana em fase de estabelecimento, com maior gasto energético para manutenção da microbiota. Esses resultados reforçam a hipótese de que a idade do sistema agroflorestal é um fator determinante na qualidade microbiológica do solo, com implicações diretas para o manejo sustentável desses agroecossistemas.

A hipótese de que a sucessão de espécies vegetais dentro dos SAFs promoveria mudanças nos compartimentos microbianos foi parcialmente confirmada. Embora as linhas arbóreas tenham apresentado maior carbono da biomassa microbiana que as entrelinhas, não foram observadas diferenças significativas nos teores de nitrogênio da biomassa microbiana (BMS-N) entre as faixas amostradas. Isso sugere que, embora as árvores contribuam para o acúmulo de carbono microbiano, outros fatores, incluindo a sazonalidade, tem marcada influência na dinâmica do nitrogênio microbiano. Adicionalmente, a ausência de variação espacial na atividade enzimática indica que a diversidade funcional microbiana se distribui de forma homogênea no sistema, independentemente da posição em relação às árvores.

As variações climáticas nas estações do ano tiveram impacto maior que a idade do SAF em alguns parâmetros, como RBS, qCO_2 , pH. O outono destacou-se como o período de maior atividade microbiana – expressa por RBS, qCO_2 e atividade enzimática, que o verão, associado a redução no pH e menor atividade enzimática, possivelmente devido ao estresse térmico. O inverno teve menor RBS, mas CBM estável, sugerindo acúmulo de matéria orgânica não decomposta.

A diversidade funcional não apenas influencia parâmetros microbiológicos específicos, mas também modula a trajetória sucessional dos SAFs. A integração destas dimensões – temporal e funcional – é essencial para o desenho de sistemas agroflorestais que maximizem simultaneamente a produtividade e a sustentabilidade ecológica.

19. SÍNTESE E PERSPECTIVAS

Os resultados obtidos fornecem evidências de que os sistemas agroflorestais representam uma estratégia eficaz para a melhoria da qualidade microbiológica do solo, com destaque para os sistemas maduros, que demonstraram maior estabilidade na atividade biológica do solo.

A abordagem multitemporal revelou que as variações climáticas exercem influência sobre os indicadores microbianos, frequentemente superando os efeitos da idade do sistema ou da composição vegetal. Esse resultado tem implicações práticas, indicando que o monitoramento da qualidade do solo em SAFs deve considerar diferentes épocas do ano para uma avaliação mais precisa. Além disso, a constatação de que o nitrogênio foliar não se correlaciona diretamente com a atividade microbiana sugere que a qualidade da matéria orgânica pode ser um fator determinante para entender a dinâmica microbiana do agroecossistema.

Em termos de recomendações para manejo e para pesquisas futuras no tema, sugere-se:

- Avaliar o impacto de práticas de manejo, como adubação verde e controle de plantas espontâneas, sobre os indicadores microbiológicos em SAFs.
- Incluir análises de qualidade da matéria orgânica para entender melhor os padrões de decomposição.

Em síntese, os resultados desta tese reforçam que SAFs são sistemas dinâmicos, nos quais idade, composição vegetal e os aspectos climáticos interagem para modular a microbiota do solo. Decorre disso a importância de integrar indicadores biológicos na compreensão de processos com o intuito de desenvolver estratégias que visem à manutenção da saúde do solo e à otimização da produtividade em agroecossistemas.

20. REFERÊNCIAS

- ALLISON, S. D.; WEINTRAUB, M. N.; GARTNER, T. B.; WALDROP, M. P. Evolutionary-Economic Principles as Regulators of Soil Enzyme Production and Ecosystem Function. In: SHUKLA, G.; VARMA, A. (eds.). *Soil Enzymology. Soil Biology*, v. 22. Berlin: Springer, 2010. p. 1-26. Disponível em: https://doi.org/10.1007/978-3-642-14225-3_12
- ALVES, T. S.; CAMPOS, L. L.; ELIAS NETO, N.; MATSUOKA, M.; LOUREIRO, M. F. Biomassa e atividade microbiana de solo sob vegetação nativa e diferentes sistemas de manejos. *Acta Scientiarum Agronomy*, v. 33, p. 341-347, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v33i2.4841>
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. The metabolic quotient for CO₂ (qCO₂) as a specific activity parameter to assess the effect of environmental condition, such as pH on the microbial biomass of forest soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 23, n. 3, p. 393-395, 1993. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(93\)90140-7](https://doi.org/10.1016/0038-0717(93)90140-7)
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Soil microbial biomass: The eco-physiological approach. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 42, n. 12, p. 2039-2043, 2010.
- ARAÚJO, A. S. F.; CESAR, Z. S.; LEITE, L. F. C.; BORGES, C. D.; TSAI, S. M.; EISENHAUER, N. Soil microbial properties and temporal stability in degraded and restored lands of Northeast Brazil. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 66, p. 175-181, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.07.013>
- ASSIS, P. C. R.; STONE, L. F.; OLIVEIRA, J. M.; WRUCK, F. J.; MADARI, B. E.; HEINEMANN, A. B. Atributos físicos, químicos e biológicos do solo em sistemas de integração lavoura-pecuária-floresta. *Agrarian*, v. 12, n. 43, p. 57-70, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.30612/agrarian.v12i43.8520>
- BAINARD, L. D.; KLIRONOMOS, J. N.; GORDEN, A. M. Arbuscular mycorrhizal fungi in tree-based intercropping systems: a review of their abundance and diversity. *Pedobiologia*, v. 54, p. 57-61, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.pedobi.2010.11.001>
- BARDGETT, R. D.; MOMMER, L.; DE VRIES, F. T. Going underground: root traits as drivers of ecosystem processes. *Trends in Ecology & Evolution*, v. 29, n. 12, p. 692-699, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.tree.2014.10.006>
- BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S.; JENKINSON, D. S. Measurement of microbial biomass phosphorus in soil. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 14, n. 4, p. 319-329, 1982. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(82\)90001-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(82)90001-3)
- BURNS, R. G. et al. Soil enzymes in a changing environment: Current knowledge and future directions. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 58, p. 216-234, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2012.11.009>
- CEZAR, R. M. et al. Soil biological properties in multistrata successional agroforestry systems and in natural regeneration. *Agroforestry Systems*, v. 89, p. 1035-1047, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-015-9833-7>

CHAPIN, F. S.; MATSON, P. A.; VITOUSEK, P. M. Principles of terrestrial ecosystem ecology. New York: Springer, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/978-1-4419-9504-9>

CHESSON, P. Mechanisms of maintenance of species diversity. *Annual Review of Ecology and Systematics*, v. 31, p. 343-366, 2000. Disponível em: <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.31.1.343>

CLEVELAND, C. C.; LIPTZIN, D. C:N:P stoichiometry in soil: Is there a "Redfield ratio" for the microbial biomass? *Biogeochemistry*, v. 85, p. 235-252, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10533-007-9132-0>

COTRUFO, M. F. et al. The Microbial Efficiency-Matrix Stabilization (MEMS) framework integrates plant litter decomposition with soil organic matter stabilization. *Global Change Biology*, v. 19, n. 4, p. 988-995, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/gcb.12113>

DAVIDSON, E. A.; HART, S. C.; FIRESTONE, M. K. Internal cycling of nitrate in soils of a mature coniferous forest. *Ecology*, v. 73, n. 4, p. 1148-1155, 1992. Disponível em: <https://doi.org/10.2307/1940665>

DAVIDSON, E. A.; JANSSENS, I. A. Temperature sensitivity of soil carbon decomposition and feedbacks to climate change. *Nature*, v. 440, p. 165-173, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature04514>

DICK, R. P. Soil enzyme activities as indicators of soil quality. In: DORAN, J. W. et al. (Eds.). *Defining soil quality for a sustainable environment*. Madison: SSSA, 1994. p. 107-124. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaspecpub35.c7>

DORAN, J. W. Soil microbial and biochemical changes associated with reduced tillage. *Soil Science Society of America Journal*, v. 44, p. 765-771, 1980. Disponível em: <https://doi.org/10.2136/sssaj1980.03615995004400040022x>

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Glucosidases and galactosidases in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 20, p. 601-606, 1988. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(88\)90141-1](https://doi.org/10.1016/0038-0717(88)90141-1)

EMBRAPA. Máquinas e equipamentos úteis para implantação e manejo de sistemas agroflorestais (SAFs). Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2020. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/doc/1122564>

GARCÍA, Y.; RAMÍREZ, W.; SÁNCHEZ, S. Indicadores de la calidad de los suelos: una nueva manera de evaluar este recurso. *Pastos y Forrajes*, v. 35, n. 2, p. 125–137, 2012. Disponível em: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=269125071001>

GAMA-RODRIGUES, E. F. et al. Nitrogênio, carbono e atividade da biomassa microbiana do solo em plantações de eucalipto. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 29, p. 393–901, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832005000600007>

JOSE, S. Agroforestry for conserving and enhancing biodiversity. *Agroforestry Systems*, v. 85, p. 1–8, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-012-9517-5>

KERTESZ, M. A.; MIRLEAU, P. The role of soil microbes in plant sulphur nutrition. *Journal of Experimental Botany*, v. 55, p. 1939–1945, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jxb/erh176>

LEBAUER, D. S.; TRESEDER, K. K. Nitrogen limitation of net primary productivity in terrestrial ecosystems. *Ecology*, v. 89, p. 371–379, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/06-2057.1>

MANZONI, S. et al. Environmental and stoichiometric controls on microbial carbon-use efficiency in soils. *New Phytologist*, v. 196, p. 79–91, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2012.04225.x>

MENDES, I. C. et al. Bioindicadores para avaliação da qualidade dos solos tropicais. *Documentos Embrapa Cerrados*, n. 246, 2009. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/doc/661591>

MENDOÇA, E. S.; MATOS, E. S. *Matéria orgânica do solo: métodos de análises*. Viçosa: UFV, 2005.

ORWIN, K. H. et al. Linkages of plant traits to soil properties and the functioning of temperate grassland. *Journal of Ecology*, v. 98, p. 1074–1083, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2745.2010.01679.x>

PIZA, P.A., SUÁREZ, J.C. & ANDRADE, H.J. Litter decomposition and nutrient release in different land use located in Valle del Cauca (Colombia). *Agroforest Syst* 95, 257–267 (2021). Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-020-00583-6>

REICH, P. B. et al. The evolution of plant functional variation. *International Journal of Plant Sciences*, v. 164, p. S143–S164, 2003. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/374368>

ROUSK, J. et al. Contrasting soil pH effects on fungal and bacterial growth. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 75, p. 1589–1596, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.02775-08>

SCHNECKER, J, BALDASZTI, L, GÜNDLER, P, PLEITNER, M, SANDÉN, T, SIMON, E, SPIEGEL, F, SPIEGEL, H, MALO, CU, SOPHIE, O & RICHTER, A 2023, 'Seasonal dynamics of soil microbial growth, respiration, biomass, and carbon use efficiency in temperate soils', *Geoderma*, vol. 440, 116693. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2023.116693>

SCHIMEL, J. P.; BENNETT, J. Nitrogen mineralization: challenges of a changing paradigm. *Ecology*, v. 85, p. 591–602, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/03-8002>

SCHNÜRER, J.; ROSSWALL, T. Fluorescein diacetate hydrolysis as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 43, p. 1256–1261, 1982. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/aem.43.6.1256-1261.1982>

SILVA, C. F. et al. Carbono orgânico total, biomassa microbiana e atividade enzimática do solo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 36, p. 1680–1689, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832012000600002>

SILVA, D. K. A. et al. Soil microbial biomass and activity under natural and regenerated forests and conventional sugarcane plantations. *Geoderma*, v. 189–190, p. 257–261, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2012.06.014>

SINSABAUGH, R. L. et al. Stoichiometry of microbial carbon use efficiency in soils. *Ecological Monographs*, v. 86, p. 172–189, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/15-110.1>

SINSABAUGH, R. L. et al. Ecoenzymatic stoichiometry of microbial organic nutrient acquisition in soil and sediment. *Nature*, v. 462, p. 795–798, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature08632>

SOIL SURVEY STAFF. *Keys to soil taxonomy*. 12. ed. Washington, DC: USDA-NRCS, 2014.
SOUZA, H. N. et al. Selection of native trees for intercropping with coffee in the Atlantic Rainforest biome. *Agroforestry Systems*, v. 80, p. 1–16, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-010-9340-9>

SPARLING, G. P.; WEST, A. W. A direct extraction method to estimate soil microbial C. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 20, p. 337–343, 1988. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(88\)90014-4](https://doi.org/10.1016/0038-0717(88)90014-4)

STEENBOCK, W. et al. Agroflorestas e sistemas agroflorestais no espaço e no tempo. In: STEENBOCK, W. et al. (Eds.). *Agrofloresta, ecologia e sociedade*. Curitiba: Kairós, 2013. p. 39–60.

STEINWEG, J. M. et al. Microbial responses to multi-factor climate change. *Frontiers in Microbiology*, v. 4, p. 146, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2013.00146>

SUYANTO, S. et al. Land tenure, agroforestry adoption, and reduction of fire hazard in a forest zone. *Agroforestry Systems*, v. 65, p. 1–11, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10457-004-1413-1>

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: PAGE, A. L. (Ed.). *Methods of soil analysis: Part 2 microbiological and biochemical properties*. Madison: SSSA, 1994. p. 775–833.

TEDESCO, M. J. et al. *Análises de solo, plantas e outros materiais*. 2. ed. Porto Alegre: UFRGS, 1995. 174 p.

TILMAN, D. et al. Productivity and sustainability influenced by biodiversity in grassland ecosystems. *Nature*, v. 379, p. 718–720, 1996. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/379718a0>

TÓTOLA, M. R.; CHAER, G. M. Microorganismos e processos microbiológicos como indicadores de qualidade dos solos. In: NOVAIS, R. F. et al. (Eds.). *Tópicos em ciência do solo*. Viçosa: SBCS, 2002. p. 195–276.

VALLEJO, V. E. et al. Soil enzymatic activities and microbial biomass in an integrated agroforestry chronosequence. *Biology and Fertility of Soils*, v. 46, p. 577–587, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00374-010-0466-8>

VANCE, E. D. et al. An extraction method for measuring soil microbial biomass-C. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 19, p. 703–707, 1987. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(87\)90052-6](https://doi.org/10.1016/0038-0717(87)90052-6)

VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. The unseen majority: Soil microbes as drivers of plant diversity and productivity. *Ecology Letters*, v. 11, p. 296–310, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2007.01139.x>

WARDLE, D. A.; GHANI, A. A critique of the microbial metabolic quotient (qCO_2) as a bioindicator of disturbance. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 27, p. 1601–1610, 1995. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(95\)00093-T](https://doi.org/10.1016/0038-0717(95)00093-T)

WITT, C. et al. A rapid chloroform fumigation extraction method for measuring soil microbial biomass carbon and nitrogen in flooded rice soils. *Biology and Fertility of Soils*, v. 30, p. 510–519, 2000. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s003740050030>

21. MATERIAL SUPLEMENTAR – CAPÍTULO I

21.1 Dados meteorológicos

Tabela 10. Dados meteorológicos dos anos 2022 e 2023, distribuídos nas estações do ano avaliadas

Ano	Mes	Semana Coleta	Estação	Precipitação Total	Temperatura do Ar	Umidade
2022	Maio	2	Outono	0,02	19,63	75,37
2022	Setembro	2	Inverno	0,25	17,83	74,21
2022	Dezembro	2	Primavera	0,06	24,93	64,82
2023	Março	2	Verão	0,31	25,97	75,11

Fonte. Dados meteorológicos INMET 2022-2023.