

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

**SINERGIA ENTRE MICORRIZA, BACTÉRIAS SOLUBILIZADORAS DE
FOSFATO E BIOCHAR NO MILHO**

ARIANE SILVA PEREIRA

RECIFE

2025

Ariane Silva Pereira
Bacharel em Ciências Biológicas

Sinergia entre micorriza, bactérias solubilizadoras de fosfato e biochar no milho

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciência do Solo.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Giselle Gomes Monteiro Fracetto

Coorientadora: Dr^a. Cíntia Caroline Gouveia da Silva

Recife

2025

Autorizo a reprodução e divulgação total ou parcial deste trabalho, por qualquer meio convencional ou eletrônico, para fins de estudo e pesquisa, desde que citada a fonte.

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Bibliotecário(a): Lorena Teles – CRB-4 1774

P436s Pereira, Ariane Silva.
Sinergia entre micorriza, bactérias
solubilizadoras de fosfato e biochar no milho /
Ariane Silva Pereira. – Recife, 2025.
66 f.

Orientador(a): Giselle Gomes Monteiro Fracetto.
Co-orientador(a): Cíntia Caroline Gouveia da
Silva.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal
Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação
em Ciência do Solo, Recife, BR-PE, 2025.

Inclui referências.

1. Agronomia (Solos e Nutrição de Plantas). 2.
Fertilizantes biológicos. 3. *Rhizophagus clarus*. 4.
Estimulantes de crescimento vegetal 5. *Zea mays*. I.
Fracetto, Giselle Gomes Monteiro, orient. II. Silva,
Cíntia Caroline Gouveia da, coorient. III. Título

CDD 631.4

ARIANE SILVA PEREIRA

Sinergia entre micorriza, bactérias solubilizadoras de fosfato e biochar no milho

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciência do Solo.

Aprovada em 12 de março de 2025

Prof^a. Dr^a. Giselle Gomes Monteiro Fracetto

Orientadora

Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE

BANCA EXAMINADORA

Dr^a. Cíntia Caroline Gouveia da Silva

Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE

Prof. Dr. Mario de Andrade Lira Junior

Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE

À minha maior companheira, Maia (*In memoriam*),

Dedico

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Celso e Mariá, e à minha irmã Adrielle, pelo incondicional apoio.

À minha professora e orientadora Dra. Giselle Gomes Monteiro Fracetto, pelo exemplo e por todos os ensinamentos.

À minha coorientadora Dra. Cíntia Caroline Gouveia da Silva, pelas contribuições diárias à minha formação.

A todos os membros do Grupo de Microbiologia e Bioquímica do Solo da UFRPE, pela colaboração na montagem do experimento e condução das análises, pela convivência no laboratório e importantes momentos de descontração.

Ao querido amigo Paulo Roberto, pelas contribuições nas análises, pelas conversas e todas as risadas compartilhadas.

À amiga Gisely Moreira, pela convivência no laboratório, pelas conversas e momentos de descontração.

Às minhas queridas companheiras de apartamento, Ananda, Carol e Edna, por fazerem da rotina cansativa motivo de risos e alegria.

Aos meus demais amigos e familiares, pelo igual apoio, pelos ótimos momentos que passamos juntos e pela compreensão em todas as ocasiões nas quais precisei me ausentar.

Ao Dr. William Ramos da Silva, por ceder o biochar utilizado nesse trabalho e pelos ensinamentos.

Ao professor Dr. Mario de Andrade Lira Junior pela contribuição nas análises estatísticas.

Aos Laboratórios de Manejo e Conservação do Solo, Química Ambiental do Solo e Química do Solo pela parceria e disponibilização de equipamentos.

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo da UFRPE, pela minha formação e compromisso com a educação e ciência brasileira.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, pela concessão da bolsa de mestrado.

A todos que de alguma forma contribuíram com a minha formação e com a conclusão desse trabalho.

RESUMO

O milho (*Zea mays* L.) é amplamente cultivado no Brasil, cuja produção alcançou mais de 130 milhões de toneladas em 2023. No entanto, essa alta produtividade demanda o uso intensivo de fertilizantes e irrigação. Uma solução para reduzir a dependência de fertilizantes e, assim, seus impactos negativos sobre o meio ambiente, é a utilização de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e de bactérias solubilizadoras de fosfato (BSF) como inoculantes microbianos, assim como a adição de biochar no solo, para melhorar a saúde da matéria orgânica. Dessa forma, as hipóteses do trabalho foram: I) a inoculação de BSF aumenta a biodisponibilidade de P no cultivo de milho sob condições de casa de vegetação; II) a inoculação de FMA favorece a absorção de fósforo em milho; e III) a aplicação de biochar de lodo de esgoto no substrato de cultivo tem efeitos positivos no desenvolvimento do milho. Assim, o objetivo do trabalho foi avaliar o efeito da co-inoculação de FMA e BSF, juntamente com a adição de biochar de lodo de esgoto ao substrato de cultivo das plantas. O experimento foi conduzido em casa de vegetação e o delineamento experimental foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial, com oito tratamentos de inoculação e duas doses de biochar, baseados em quatro repetições. Após 62 dias, o experimento foi coletado e as amostras de solo, parte aérea da planta e raízes foram armazenadas. Foram avaliados os parâmetros de crescimento vegetal, teores de nutrientes na planta e no solo, atividade enzimática e aspectos microbiológicos como colonização micorrízica, carbono e fósforo da biomassa microbiana e respiração basal. Os resultados corroboraram parcialmente a hipótese de que a co-inoculação de FMA e BSF favorece o crescimento e a absorção de nutrientes, uma vez que a co-inoculação resultou em maior taxa de colonização micorrízica e aumento na absorção de nitrogênio, mas não promoveu maior acúmulo de fósforo na planta, o que pode ter relação com a diminuição na atividade da fosfatase alcalina. Ainda, o biochar apresentou efeito negativo em relação ao desenvolvimento das micorrizas arbusculares e na produção de proteínas solo relacionadas a glomalina, apesar de ter promovido maior carbono na biomassa microbiana nos solos com *B. cereus* e FMA.

Palavras-chave: Agronomia (Solos e Nutrição de Plantas). Fertilizantes biológicos. *Rhizophagus clarus*. Estimulantes de crescimento vegetal. *Zea mays*.

ABSTRACT

Corn (*Zea mays* L.) is widely cultivated in Brazil, with its production reaching over 130 million tons in 2023. However, this high productivity requires intensive use of fertilizers and irrigation. A solution to reduce fertilizer dependency and its negative impacts is the inoculation of microorganisms, such as arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and phosphate-solubilizing bacteria (PSB), as well as the addition of biochar, which can enhance the activity of these microorganisms in soil. Thus, this study hypothesized were: (I) PSB inoculation increases P bioavailability in maize cultivation under greenhouse conditions; (II) AMF inoculation enhances phosphorus uptake in maize; and (III) the application of sewage sludge biochar to the cultivation substrate has positive effects on maize development. The study aims to evaluate the effect of co-inoculation of AMF and PSB, along with the addition of sewage sludge biochar to the plant-growing substrate. The experiment was conducted in a greenhouse at the Federal Rural University of Pernambuco, using a completely randomized experimental design with a factorial arrangement, comprising eight inoculation treatments and two doses of biochar, with four replications. After 62 days, the experiment was collected, and soil, aerial plant parts, and roots were stored. Plant growth parameters, nutrient content in plants and soil, enzymatic activity, and microbiological aspects such as mycorrhizal colonization, microbial biomass carbon and phosphorus, and basal respiration were evaluated. The results partially supported the hypothesis that the co-inoculation of AMF and PSB promotes growth and nutrient absorption, as the co-inoculation resulted in higher mycorrhizal colonization rates and increased nitrogen absorption, but did not promote higher phosphorus accumulation in the plant. Moreover, biochar had a negative effect on AM development and the production of glomalin-related soil proteins, despite promoting higher carbon in the microbial biomass in soils with *B. cereus* and AMF.

Keywords: Agronomy (Soil and Plant Nutrition). Biological fertilizers. *Rhizophagus clarus*. Plant growth stimulants. *Zea mays*.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Experimento em casa de vegetação	27
Figura 2 - Biochar de lodo de esgoto	28
Figura 3 - Aplicação no inóculo bacteriano	29

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Identificação e caracterização das bactérias solubilizadoras de fosfato (BSF) após 9 dias de incubação em meio NBRIP, de acordo com Buzó (2021).....	25
Tabela 2 - Caracterização química do solo utilizado para cultivo de <i>Zea Mays</i> L. em casa de vegetação.....	27
Tabela 3 - Caracterização química do biochar de lodo de esgoto.....	28
Tabela 4 - Significância para as variáveis testadas, considerando os efeitos da inoculação de fungo micorrízico e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, da adição de biochar ao substrato de cultivo e a interação entre os fatores	36
Tabela 5 - Diâmetro do caule, área foliar e massa seca da parte aérea (MSPA) de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar	38
Tabela 6 - Altura (cm) e conteúdo de K (mg planta ⁻¹) de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato	39
Tabela 7 - Conteúdo de K (mg planta ⁻¹) em plantas cultivadas ou não em substrato com biochar de lodo de esgoto.....	39
Tabela 8 - Teor de fósforo (mg kg ⁻¹) e conteúdo de nitrogênio (mg planta ⁻¹) em plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar	40
Tabela 9 - pH e teor de carbono orgânico total (g kg ⁻¹) no solo utilizado no cultivo de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar.....	41
Tabela 10 - Teor de fósforo disponível (mg dm ⁻³) no solo utilizado no cultivo de plantas inoculadas ou não com fungos micorrízicos arbusculares e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato.....	42
Tabela 11 - Atividade da fosfatase alcalina (mg p-nitrofenol/kg solo.h ⁻¹), betaglicosidase (mg p-nitrofenol/kg solo.h ⁻¹) e arilsulfatase (mg p-nitrofenol/kg solo.h ⁻¹) em solo utilizado no cultivo de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar	43
Tabela 12 - Taxa de colonização micorrízica (%), carbono da biomassa microbiana (µg C g solo), fósforo da biomassa microbiana (mg kg ⁻¹), respiração basal do solo (mg CO ₂ .kg solo ⁻¹ .dia ⁻¹) e quocientes microbiano (%), metabólico (mg C-CO ₂ .mg CBM ⁻¹ .dia ⁻¹) e de mineralização (% dia ⁻¹) em solo utilizado no cultivo de plantas de milho inoculadas ou não	

com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar45

Tabela 13 - Proteínas do solo relacionadas à glomalina ($\mu\text{g g}^{-1}$) em plantas cultivadas ou não em substrato com biochar de lodo de esgoto.....47

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	13
1.1.	Hipóteses.....	14
1.2.	Objetivos.....	14
1.2.1.	<i>Objetivo Geral</i>	14
1.2.2.	<i>Objetivos Específicos</i>	15
2.	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	16
2.1.	O Fósforo no Solo	16
2.2.	Fungos Micorrízicos Arbusculares	17
2.2.1.	<i>Glomalina.....</i>	19
2.3.	Bactérias Solubilizadoras de Fosfato	19
2.4.	Co-inoculação entre FMA e BSF	21
2.5.	Biochar.....	22
2.6.	Lodo de esgoto e aplicação na agricultura	22
2.7.	Respiração basal do solo e biomassa microbiana como ferramentas de avaliação da qualidade do solo.....	23
3.	MATERIAL E MÉTODOS	25
3.1.	Obtenção, seleção e produção do inóculo bacteriano	25
3.2.	Produção do inóculo micorrízico.....	26
3.3.	Delineamento experimental	26
3.4.	Montagem e Condução do Experimento	26
3.5.	Análises biométricas	29
3.6.	Análises químicas em tecido vegetal	30
3.6.1.	<i>Determinações de Fósforo e Potássio</i>	30
3.6.2.	<i>Determinação de Nitrogênio</i>	30
3.7.	Análises químicas no solo.....	30
3.7.1.	<i>Determinação do pH em água (1:2,5).....</i>	30
3.7.2.	<i>Determinação de Fósforo e Potássio</i>	31
3.7.3.	<i>Determinação do Carbono Orgânico Total</i>	31
3.8.	Análises microbiológicas	32
3.8.1.	<i>Análises micorrízicas</i>	32
3.8.1.1.	<i>Colonização micorrízica.....</i>	32
3.8.1.2.	<i>Determinação de Proteínas do Solo Relacionadas à Glomalina (PSRG).....</i>	32
3.8.2.	<i>Determinação da Respiração Basal do Solo</i>	32

3.8.4.	<i>Determinação do Fósforo da Biomassa Microbiana</i>	33
3.8.5.	<i>Determinação da Atividade Enzimática no Solo</i>	34
3.8.5.1.	<i>Fosfatase Alcalina</i>	34
3.8.5.2.	<i>β-glicosidase</i>	34
3.8.5.3.	<i>Arilsulfatase</i>	35
3.9.	<i>Análise Estatística</i>	35
4.	RESULTADOS	36
4.1.	Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto nos parâmetros biométricos e nutricionais da planta	37
4.2.	Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto em características químicas do solo	41
4.3.	Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto na atividade enzimática no solo	42
4.4.	Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto nos demais aspectos microbiológicos do solo	44
5.	DISCUSSÃO	48
6.	CONCLUSÕES	51
7.	REFERÊNCIAS	52

1. INTRODUÇÃO

A família Poaceae inclui várias espécies de grande relevância econômica, com destaque para plantas amplamente cultivadas no Brasil e no mundo, como o milho (*Zea mays* L.). A Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB) estima que no ciclo 2024/2025 a produção de milho no Brasil seja de 119,7 milhões de toneladas, representando um aumento de 3,5 % em relação ao ciclo anterior. No entanto, para garantir a crescente produtividade dessa cultura, são necessárias grandes quantidades de fertilizantes minerais, como os fosfatados.

Embora esses fertilizantes sejam essenciais para o desenvolvimento vegetal em larga escala, é crucial destacar que seu uso excessivo pode resultar em danos ao meio ambiente. A aplicação excessiva de fertilizantes minerais pode levar à contaminação do solo e dos recursos hídricos, além de contribuir para a redução da biodiversidade local. Além disso, a demanda por fósforo tende a ultrapassar a oferta global após 2040, tornando a dependência de fertilizantes fosfatados um desafio para a segurança alimentar. Desde 2020, eventos como a pandemia, disputas geopolíticas e o aumento dos preços dos combustíveis ocasionaram um aumento de mais de 400 % nos preços do fósforo.

Considerando o compromisso do Brasil em alcançar os Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) estipulados pela Organização das Nações Unidas (ONU), a aplicação excessiva de fertilizantes nos solos pode representar um obstáculo significativo para o cumprimento dos objetivos 2 (Fome Zero e Agricultura Sustentável), 12 (Consumo e Produção Responsáveis) e 15 (Vida Terrestre). Esses objetivos incluem a promoção de sistemas agrícolas sustentáveis e a redução da degradação do solo, além de minimizar a liberação de produtos químicos no solo, ar e água. Diante desse cenário, é fundamental buscar práticas agrícolas ambientalmente seguras e economicamente viáveis, que permitam manter a produtividade das culturas.

Uma estratégia ecologicamente e economicamente vantajosa consiste na inoculação de microrganismos presentes no solo, como os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e as bactérias solubilizadoras de fosfato (BSF). Os FMA são organismos que estabelecem uma associação mutualística com a maioria das plantas terrestres, incluindo muitas culturas agrícolas. Essa relação simbiótica é essencial para o desenvolvimento saudável das plantas. Uma das principais vantagens dessa associação na agricultura é a melhoria da absorção de água e nutrientes pelas plantas, em especial o fósforo.

Já as BSF desempenham um papel crucial na disponibilização de fósforo para as plantas. Essas bactérias possuem a capacidade de solubilizar o fosfato presente em formas inorgânicas de difícil absorção pelas plantas, tornando-o disponível. Uma das principais maneiras pelas quais as BSF solubilizam o fosfato é por meio da produção de ácidos orgânicos e inorgânicos.

Além disso, o custo dos inoculantes microbianos à base de micorriza pode variar de 0,02 a 0,08 USD por planta. Esse valor relativamente baixo torna os inoculantes microbianos uma alternativa acessível e promissora para agricultores que buscam reduzir a dependência de fertilizantes minerais.

Além do uso de inoculantes microbianos, a adição de biochar ao substrato de cultivo das plantas pode elevar o nível de matéria orgânica, criando condições mais favoráveis para o desenvolvimento vegetal e para a atividade dos microrganismos. O biochar, ou biocarvão, é um material rico em carbono obtido pela pirólise da biomassa, que se destaca não apenas por melhorar as propriedades do solo, mas também por ser uma estratégia efetiva para o sequestro de carbono, contribuindo para a sustentabilidade de sistemas agrícolas. Dessa forma, a inoculação individual ou conjunta desses microrganismos, aliada ao uso do biochar, apresenta potencial para reduzir a necessidade de fertilizantes minerais nos solos agrícolas, ao aumentar a eficiência das plantas na absorção de nutrientes presentes na solução do solo.

1.1. Hipóteses

- a. A co-inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e bactérias solubilizadoras de fosfato favorece o crescimento e a absorção de nutrientes em *Zea mays* L.;
- b. A aplicação de biochar de lodo de esgoto no substrato de cultivo melhora a nutrição vegetal e atividade de microrganismos do solo;
- c. O uso combinado de inoculantes microbianos e de biochar de lodo de esgoto potencializa o crescimento vegetal, a biodisponibilidade de nutrientes e a atividade microbiana do solo.

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo Geral

Avaliar o efeito da co-inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e bactérias solubilizadoras, juntamente com a adição de biochar de lodo de esgoto ao substrato de cultivo das plantas.

1.2.2. Objetivos Específicos

- Avaliar a eficiência da inoculação micorrízica em milho cultivado em casa de vegetação.
- Avaliar os efeitos da aplicação de bactérias solubilizadoras de fosfato na disponibilidade de nutrientes em *Zea mays* L..
- Avaliar a absorção de P, K e N em milho cultivado com biochar de lodo de esgoto e inoculado com microrganismos do solo.
- Verificar o efeito dos inoculantes microbianos na disponibilidade de fósforo e potássio no solo.
- Analisar o efeito do biochar na biomassa e atividade enzimática microbiana.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. O Fósforo no Solo

O fósforo é essencial para o crescimento e desenvolvimento vegetal, importante na síntese de compostos bioquímicos, na transferência de energia e no metabolismo celular (LAMBERS, 2022). No entanto, a disponibilidade desse elemento no ambiente é um dos principais fatores limitantes para a produção agrícola.

No solo, o fósforo encontra-se em diferentes formas: fósforo orgânico, fósforo inorgânico ligado a íons de cálcio e fósforo inorgânico ligado a íons de ferro ou alumínio. Em solos ácidos, predominam as formas de fósforo ligadas ao ferro e ao alumínio, formando compostos pouco solúveis, como fosfatos de ferro e alumínio. Já em solos alcalinos, o fósforo tende a se complexar com o cálcio, formando fosfatos de cálcio de baixa solubilidade (SOUZA JÚNIOR et al., 2012). A baixa solubilidade do fósforo e sua forte adsorção pelos constituintes minerais do solo, como argilas e óxidos de ferro e alumínio, dificultam sua disponibilidade para as plantas (ISLAM et al., 2024).

Diante disso, a mineralização do fósforo orgânico surge como uma das principais fontes de fósforo disponível. Esse processo é mediado por microrganismos do solo, como bactérias e fungos, que liberam compostos fosfatados durante sua decomposição (TIMOFEEVA; GALYAMOVA; SEDYKH, 2022). Além disso, enzimas fosfatases secretadas por microrganismos e plantas promovem a liberação de fósforo de compostos orgânicos e minerais insolúveis, desempenhando um papel crucial na ciclagem desse nutriente (SHAW; CLEVELAND, 2020).

Embora esses processos biológicos sejam fundamentais, eles nem sempre são suficientes para suprir a demanda de fósforo em sistemas agrícolas intensivos. Assim, a adição de fertilizantes fosfatados tornou-se uma prática amplamente utilizada para complementar as necessidades das culturas vegetais (GUELFY et al., 2022). Contudo, a eficiência desses fertilizantes é frequentemente limitada devido à fixação do fósforo no solo, que reduz sua biodisponibilidade (STUTTER et al., 2015). Além disso, o excesso de fósforo proveniente da fertilização agrícola pode ser transportado para corpos d'água por meio do escoamento superficial e da lixiviação, contribuindo para o processo de eutrofização (LIU et al., 2021). Esse fenômeno ocorre quando há um aumento excessivo de nutrientes na água, favorecendo o crescimento descontrolado de algas e a decomposição dessa biomassa leva à redução do oxigênio dissolvido na água, resultando na morte de organismos aquáticos e diminuindo a qualidade da água (DAI et al., 2023).

Além disso, fatores como erosão do solo e mudanças no uso da terra podem acelerar as perdas de fósforo, prejudicando ainda mais sua disponibilidade. Esses desafios evidenciam a importância de práticas de manejo sustentável para otimizar a utilização do fósforo no solo (ALEWELL et al., 2020). A integração de processos biológicos naturais, como a mineralização e o uso de microrganismos benéficos, pode contribuir para aumentar a produtividade agrícola, reduzir os impactos ambientais e garantir a sustentabilidade dos ecossistemas terrestres.

2.2. Fungos Micorrízicos Arbusculares

Micorriza (mykos: fungo; rhiza: raiz) é um tipo de simbiose amplamente encontrado na natureza, formada pela raiz hospedeira e pelo fungo que a coloniza, os quais são conhecidos como fungos micorrízicos. Estima-se que aproximadamente 90 % das plantas terrestres formam algum tipo de associação micorrízica, reforçando sua importância ecológica e evolutiva (BRUNDRETT, 2009).

As micorrizas podem ser classificadas em dois principais tipos com base na morfologia resultante da colonização: ectomicorrizas e endomicorrizas. Nas ectomicorrizas, as hifas fúngicas crescem entre as células radiculares, sem penetrá-las, sendo comuns em famílias de gimnospermas, como Pinaceae, e angiospermas, como Betulaceae, predominantes em florestas temperadas (BONFANTE; GENRE, 2010). Os fungos associados a essas micorrizas pertencem aos filos Basidiomycota, Ascomycota e Zygomycota (JANOWSKI; LESKI, 2023). Por outro lado, as endomicorrizas são caracterizadas pelo crescimento das hifas tanto entre quanto dentro das células radiculares. Este grupo inclui as micorrizas ericóides, associadas a plantas da família Ericaceae; as micorrizas orquidóides, que colonizam plantas da família Orchidaceae; e as micorrizas arbusculares, que colonizam uma ampla diversidade de famílias vegetais (BRUNDRETT, 2009).

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) estão agrupados em 49 gêneros e aproximadamente 360 espécies (WIJAYAWARDENE et al., 2024). Esses microrganismos habitam o solo e estabelecem uma relação simbiótica com raízes, sendo classificados como biotróficos obrigatórios, ou seja, necessitam da simbiose para completar seu ciclo de vida. Evidências dessa simbiose micorrízica remontam ao período Devoniano Inferior, há cerca de 400 milhões de anos, quando as plantas começaram a colonizar ambientes terrestres, permitindo que as plantas absorvessem nutrientes essenciais, como fósforo e nitrogênio de forma mais eficiente (TAYLOR et al., 1995).

Tal simbiose é reconhecida por favorecer a absorção de nutrientes (KAUR; SUSEELA, 2020), promover um aumento no crescimento das plantas (BHANTANA et al., 2021), favorecer a otimização da biossíntese de metabólitos secundários (MUNIZ et al., 2021), aumentar a resistência a fitopatógenos e à estresses abióticos, como salino e hídrico (CARVALHO NETA et al., 2024) e melhorar a qualidade de produtos vegetais, como verificado em *Gossypium hirsutum* L. (GAO et al., 2020) e em cultivares de *Fragaria x ananassa* spp. (CORDEIRO et al., 2020), além de modular a regulação hormonal e expressão gênica vegetal (CUI et al., 2019).

Mecanismos foram descritos para elucidar como os FMA aumentam a absorção de fósforo nas plantas hospedeiras. Um desses mecanismos primordiais é o aumento da superfície de absorção, alcançado pelo crescimento da rede de hifas, que, por meio de seus próprios transportadores de fosfato inorgânico (Pi), captam esse nutriente mesmo em áreas distantes da rizosfera (GARG; PANDEY, 2015). Além disso, o diâmetro das hifas, variando de 1,5 a 18 μm (DODD et al., 2000), possibilita a penetração em pequenas áreas com elevada concentração de fósforo, promovendo a transferência desse nutriente para as raízes, que não têm acesso a essas regiões do solo.

Dessa forma, estudos têm avaliado o efeito da inoculação de FMA na absorção de nutrientes, especialmente fósforo. Riter-Netto et al. (2014) avaliaram mudas de *Passiflora alata* Curtis micorrizadas com três diferentes espécies e cultivadas em diferentes doses de P e concluíram que a inoculação de FMA reduz a necessidade de adicionar P ao substrato das plantas. De forma semelhante, Todeschini et al. (2022) observaram o incremento na absorção de fósforo em *Artemisia annua* L. micorrizadas, em comparação àquelas que não receberam o inóculo fúngico. Ainda, Sarmiento-López et al. (2020) mostraram que, quando as concentrações de fósforo estavam baixas, especificamente em 20 e 200 μM de KH_2PO_4 , houve uma alta taxa de colonização das raízes de *Stevia rebaudiana* Bertoni pelo fungo *Rhizophagus irregularis*, implicando ainda em melhorias no crescimento, aumento nas concentrações de clorofila e carotenoides, e um desempenho fotoquímico aprimorado. No entanto, quando as concentrações de P foram elevadas, com 500 e 1.000 μM de KH_2PO_4 , a colonização foi afetada negativamente.

A correlação entre elevados níveis de fósforo no substrato e a redução da colonização micorrízica é amplamente conhecida. O fosfato inorgânico atua como um regulador negativo na biossíntese de carotenoides nas plantas, impactando diretamente a produção de estrigolactonas, moléculas sinalizadoras derivadas desses compostos (GU et al., 2011). As estrigolactonas desempenham um papel essencial na germinação dos glomerosporos e na

indução do crescimento das hifas fúngicas, de modo que sua redução compromete o estabelecimento da simbiose micorrízica (MITRA et al., 2021).

2.2.1. Glomalina

Entre os diversos fatores que tornam os FMA essenciais para a qualidade do solo, destaca-se a produção de glomalina, uma glicoproteína abundante associada à parede celular de suas hifas (WRIGHT et al., 1996), identificada por meio do anticorpo monoclonal MAb32B11. Essa proteína tem papel relevante na estabilidade de agregados do solo, contribuindo para a melhoria da estrutura e na retenção de carbono orgânico (MATOS et al., 2022).

Por ainda não ter sido isolada, a quantificação de glomalina no solo é feita a partir de método que pode extrair também outras proteínas e, por isso, a elas dá-se o nome de proteínas do solo relacionadas a glomalina (PSRG), ou seja, um grupo de proteínas, enquanto que a própria glomalina é uma proteína específica produzida pelo fungo (GILLESPIE et al., 2011). As PSRG podem ser extraídas do solo de duas formas, o que vai também caracterizá-las em duas frações: PSRG totais e PSRG facilmente extraíveis (PSRG-FE).

Além disso, a glomalina é reconhecida como um indicador da qualidade do solo e da atividade dos FMA (FREITAS et al., 2024). Sua abundância reflete diretamente a capacidade do solo de armazenar carbono e capturar dióxido de carbono da atmosfera, reforçando seu papel na mitigação de mudanças climáticas (IRVING et al., 2021). Por ser altamente recalcitrante, a glomalina pode permanecer no solo por períodos que variam de 6 a 42 anos, muito mais tempo do que o micélio externo dos FMA, que é degradado em poucos dias (RILLIG et al., 2001). Em estudo pioneiro, Rillig et al. (2003) mostraram que a glomalina está distribuída em profundidades de até 1 metro, diminuindo gradativamente nos horizontes A, B e C do solo, com sua concentração e distribuição fortemente influenciadas por práticas de manejo agrícola.

2.3. Bactérias Solubilizadoras de Fósforo

O uso de microrganismos do solo na disponibilização de fósforo é uma abordagem sustentável que tem atraído crescente atenção. Enquanto os FMA desempenham um papel crucial na absorção de fósforo em condições de baixa disponibilidade, as bactérias solubilizadoras de fósforo (BSF) emergem como uma alternativa eficaz para solubilizar compostos fosfatados insolúveis e promover o crescimento das plantas.

As BSF são capazes de solubilizar uma ampla variedade de compostos fosfatados insolúveis, transformando-os em formas biodisponíveis, como H_2PO_4^- e HPO_4^{2-} (ETESAMI, 2020). Essa característica é encontrada em diversos gêneros bacterianos, incluindo *Agrobacterium*, *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Azospirillum* e *Rhizobium*, que possuem mecanismos específicos para solubilizar e mineralizar fósforo orgânico e inorgânico (SHARMA et al., 2013).

Os mecanismos utilizados pelas BSF incluem a produção de ácidos orgânicos, como cítrico e oxálico, que acidificam o solo, liberando fósforo dos complexos insolúveis (PANG et al., 2024). Além disso, elas produzem sideróforos que quelam cátions metálicos, tornando o fósforo mais acessível, além de sintetizarem enzimas fosfatases capazes de mineralizar o fósforo orgânico (SHARMA et al., 2013). Outro mecanismo relevante é a produção de ácido indol acético (AIA), que estimula o crescimento das raízes e aumenta a capacidade de absorção de nutrientes pelas plantas (ETESAMI et al., 2021).

Além de sua função na solubilização de fósforo, as BSF desempenham um papel crucial na promoção do crescimento vegetal. Algumas espécies contribuem para a fixação biológica de nitrogênio (LI et al., 2020), enquanto outras estimulam a produção de fitohormônios, como o AIA, que influencia diretamente o desenvolvimento radicular (WANG et al., 2022). Essas características tornam as BSF essenciais não apenas para melhorar a disponibilidade de fósforo, mas também para aumentar a eficiência no uso de outros nutrientes.

Estudos recentes demonstram o impacto positivo das BSF em sistemas agrícolas. Amy et al. (2022) observaram que a inoculação de BSF em *Vicia faba* reduziu a necessidade de fertilização fosfatada em 50% sem comprometer o crescimento vegetal. Adicionalmente, houve um aumento na atividade de fosfatases alcalinas na rizosfera de *V. faba* e *Pisum sativum*. De forma semelhante, Liu et al. (2016) relataram que a inoculação de BSF em *Vitis vinifera* cv. Cabernet Sauvignon melhorou significativamente o crescimento das plantas e o teor disponível de fósforo no solo, reduzindo a dependência de fertilizantes.

No entanto, a aplicação prática das BSF enfrenta desafios. A eficiência das bactérias depende de fatores ambientais, como pH, temperatura e presença de outros microrganismos competidores no solo (ALORI; GLICK; BABALOLA, 2017).

2.4. Co-inoculação entre FMA e BSF

O uso combinado de FMA e BSF para incrementar o crescimento vegetal e a absorção de nutrientes tem sido estudada desde a década de 90. Toro et al. (1997) determinaram que a co-inoculação entre as BSF *Enterobacter* sp. e *B. subtilis* e o FMA *Rhizophagus intrradices* aumentou significativamente a biomassa da cebola, assim como o acúmulo de nitrogênio e fósforo nos tecidos da planta. Mais recentemente, Jangandi et al. (2016) verificaram que a combinação da inoculação com a BSF *Bacillus polymyxa* e o FMA *Rhizophagus fasciculatus* resultou em um notável aumento no crescimento de *Terminalia paniculata* e *T. tomentosa*, assim como na produção de matéria seca e na absorção de fósforo, em comparação com o uso individual dos inóculos e com as plantas não inoculadas.

Similarmente, Ghorchiani et al. (2018) também observaram o efeito sinérgico entre esses dois grupos de microrganismos, somado à fertilização com P oriundo de rochas, em que as plantas de *Z. mays* inoculadas com FMA e BSF apresentaram colonização, crescimento e absorção de nutrientes mais satisfatórias quando comparadas às plantas inoculadas por somente um tipo de microrganismo e não inoculadas.

Além disso, Velásquez et al. (2020) investigaram os efeitos da inoculação do FMA *Funneliformis mosseae* e da bactéria promotora de crescimento vegetal *Ensifer meliloti* no desenvolvimento de videiras (*V. vinifera* cv. Cabernet Sauvignon); foram analisadas as performances desses microrganismos quando aplicados tanto de forma individual quanto combinados. Os autores observaram que tanto os inoculantes individuais quanto a co-inoculação resultaram em um aumento significativo na altura das plantas e no peso seco total, sugerindo uma melhoria no crescimento das uvas. Os efeitos benéficos observados nos vegetais se dão através da captura e transferência dos íons PO_4^{3-} para as raízes, por meio da rede de hifas das micorrizas arbusculares, que alcançam regiões em que o fosfato foi disponibilizado pela ação das bactérias solubilizadoras antes que esses íons pudessem ser mobilizados na biomassa microbiana do solo (ETESAMI, 2020). Dessa forma, é possível afirmar que a sinergia entre esses fungos e bactérias habitantes do solo está bem documentada (TORO et al., 1997; JANG et al., 2016; GHORCHIANI et al., 2018; VELÁSQUEZ et al., 2020).

Além disso, Efthymiou et al. (2018) verificaram que a co-inoculação de FMA e BSF associada à aplicação de biochar no substrato de cultivo do trigo foi bem sucedida, uma vez que não foram verificados efeitos adversos na colonização micorrízica ou na abundância das bactérias na rizosfera. Ainda, os autores verificaram que a adição do inóculo bacteriano e do

biochar favoreceu a taxa de colonização micorrízica. Apesar disso, tal benefício não foi convertido em maiores níveis de fósforo absorvidos pela planta, ressaltando a necessidade de novos estudos para elucidar a interação FMA x BSF x biochar.

2.5. Biochar

O biochar ou biocarvão, como também é conhecido, é um material rico em carbono obtido a partir da decomposição térmica da biomassa em condições de oxigênio limitado. Ele é produzido principalmente por meio de pirólise ou gaseificação e é destinado à aplicação no solo ou em outros meios de cultivo para melhorar a qualidade do substrato (REZENDE et al., 2019).

O biochar pode ser produzido a partir de uma ampla variedade de materiais, incluindo resíduos agrícolas e agroindustriais, como cascas, serragem e palha, subprodutos industriais como lodo biológico e resíduos animais (VITHANAGE et al., 2021; ZHU et al., 2022; GUO et al., 2025). O tipo de pirólise utilizada na produção pode variar em tempo (pirólise lenta ou pirólise rápida) e temperatura (300-800 °C) (GARCIA et al., 2022), o que afeta significativamente as propriedades químicas e físicas do material a ser obtido.

Durante o processo de pirólise são formadas estruturas estáveis que resistem à degradação e aumentam a capacidade de troca de cátions (CTC) e capacidade de retenção de nutrientes no solo (REZENDE et al., 2019). Biochars produzidos a partir de materiais ricos em minerais, especialmente esterco e biossólidos, liberam macro e micronutrientes essenciais, promovendo o crescimento das plantas (IPPOLITO et al., 2020). Além disso, a matéria-prima de origem também determinará a porosidade do biochar e consequentemente, como ele agirá enquanto condicionante físico do solo (SINGH et al., 2022).

Além de seu papel na agricultura, o biochar pode colaborar no sequestro de carbono, melhorar a retenção de água e reduzir a lixiviação (SCHMIDT et al., 2021). Dessa forma, ao integrar o biochar às práticas agrícolas, é possível melhorar a saúde do solo, aumentar a produtividade e contribuir para a mitigação das mudanças climáticas.

2.6. Lodo de esgoto e aplicação na agricultura

O lodo de esgoto é um subproduto gerado no tratamento de efluentes em estações de tratamento de esgoto (ETE). Esse processo envolve etapas físicas, químicas e biológicas para a separação dos sólidos e da matéria orgânica das águas residuais (BRASIL, 2020). Rico em nutrientes como nitrogênio, fósforo e cálcio, o lodo pode ser reaproveitado, mas seu uso exige

cuidados devido à possível presença de substâncias tóxicas e agentes patogênicos (BITTENCOURT et al., 2017).

Uma das formas mais promissoras de reaproveitamento do lodo é sua aplicação na agricultura. Quando tratado corretamente, pode atuar como condicionador do solo, fornecendo nutrientes essenciais às plantas e reduzindo a necessidade de fertilizantes químicos (PUGA et al., 2023).

Para garantir seu uso seguro na agricultura, a Resolução CONAMA nº 498/2020 estabelece diretrizes para o monitoramento e aplicação em solos agrícolas. A norma define critérios como dose máxima de aplicação e exigências de qualidade, incluindo os limites permitidos de contaminantes inorgânicos e patógenos (BRASIL, 2020).

Assim, com regulamentação e monitoramento adequados, o lodo de esgoto pode ser uma alternativa eficiente no aproveitamento de resíduos e na fertilização do solo, promovendo benefícios tanto para a agricultura quanto para a sustentabilidade ambiental.

2.7. Respiração basal do solo e biomassa microbiana como ferramentas de avaliação da qualidade do solo

A incorporação de matéria orgânica no solo, como o biochar, é um dos fatores que podem impactar a comunidade microbiana do solo. Para entender de que forma esses organismos se comportam, alguns parâmetros podem ser avaliados.

O carbono da biomassa microbiana é um importante indicador da atividade biológica do solo, representando a fração viva da matéria orgânica edáfica, com exceção das raízes e da fauna do solo. Apesar de representar menos de 5 % da matéria orgânica do solo, a biomassa microbiana atua como reservatório de carbono e outros nutrientes, como P ou N, por exemplo, participando ativamente da transformação desses nutrientes (GAYAN et al. 2023).

A respiração basal do solo, ou evolução do C-CO₂, é um indicador essencial da atividade microbiana e da qualidade do solo, refletindo a liberação de CO₂ ou a captura de O₂ resultante da decomposição da matéria orgânica pelos microrganismos; esse processo é fundamental para o ciclo de nutrientes, pois promove a mineralização da matéria orgânica e a disponibilização de nutrientes para as plantas (ÖLINGER et al. 1996). Fatores como umidade, temperatura, aeração e disponibilidade de nutrientes influenciam diretamente essa taxa, que pode variar em resposta tanto a condições naturais quanto a intervenções humanas, como a aplicação de fertilizantes ou a incorporação de matéria orgânica (FAO, 2023). Assim, a

respiração do solo não apenas reflete a saúde do ecossistema edáfico, mas também permite avaliar a resposta dos microrganismos a estresses ambientais.

A partir desses dois indicadores e do teor de carbono orgânico total, é possível inferir três quocientes: microbiano (q_{Mic}), metabólico (q_{CO_2}) e de mineralização (q_M). O q_{Mic} representa a relação entre o carbono da biomassa microbiana e o carbono orgânico total do solo, enquanto o q_{CO_2} reflete a razão entre a respiração basal do solo e o carbono da biomassa microbiana (SILVA et al, 2021; ANDERSON; DOMSCH, 1986). Já o q_M expressa a taxa de respiração basal em relação ao carbono orgânico total, permitindo inferir quanto do carbono orgânico total foi mineralizado durante o período de incubação do solo (PINZARI et al., 1999). Dessa forma, a avaliação de tais atributos do solo fornece informações importantes sobre a dinâmica do carbono e a atividade dos microrganismos edáficos, permitindo a compreensão dos impactos da incorporação de matéria orgânica, como o biochar, no solo.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Obtenção, seleção e produção do inóculo bacteriano

As bactérias solubilizadoras de fosfato utilizadas foram previamente isoladas, por Buzó (2021), de Planossolo e Luvisolo localizados no estado de Pernambuco (Tabela 1). A partir de resultados obtidos em casa de vegetação, foram selecionadas as bactérias com maior potencial biotecnológico. Posteriormente, estas foram identificadas a nível de espécie.

Tabela 1. Identificação e caracterização das bactérias solubilizadoras de fosfato (BSF), após 9 dias de incubação em meio NBRIP, de acordo com Buzó (2021)

Isolado	Origem	P solúvel (mg.L ⁻¹)	pH do meio	Mecanismos de	
				Promoção de Crescimento	Espécie
PL1B	Horizonte A Planossolo	228,20	5,23	AIA; EPS	<i>Neobacillus cucumis</i>
LU10E	Horizonte Bt Luvisolo	239,91	3,49	AIA; EPS	<i>Bacillus cereus</i>

AIA= produção de ácido indol acético; EPS= produção de exopolissacarídeos.

Para produção do inóculo, as bactérias foram colocadas para multiplicar em placas de petri contendo meio de cultura NBRIP (NAUTIYAL, 1999), que consiste em 1 L de água destilada, 10 g de glicose, 5 g de Ca₃(PO₄)₂, 5 g de MgCl₂.6H₂O, 0,2 g de KCl, 0,2 g de MgSO₄.7H₂O, 0,1 g de (NH₄)₂SO₄ e 18 g de ágar e pH ajustado para 7. O meio foi vertido nas placas e quando solidificado, foi realizada a semeadura das bactérias por esgotamento (estrias múltiplas). Para isso, foram usados 10 µL das bactérias em estoque. Posteriormente, as placas foram incubadas em BOD (Demanda Biológica de Oxigênio) por 7 dias, tempo em que já havia biomassa bacteriana suficiente para preparo do inoculante.

Para a produção do inóculo bacteriano, as BSF foram cultivadas em Caldo Triptona Soja (TSB) a 28 °C e agitação constante de 150 RPM durante quatro dias. Após o período de crescimento, as culturas bacterianas tiveram suas concentrações ajustadas para 10⁸ UFC mL⁻¹, utilizando-se uma solução salina estéril a 0,85 %. O ajuste foi realizado com base na densidade óptica medida a 550 nm (DO₅₅₀ = 0,1).

3.2. Produção do inóculo micorrízico

Para preparo do inóculo micorrízico, esporos de *Rhizophagus clarus* foram multiplicados em substrato composto por areia lavada e vermiculita (1:1, v/v) e esse substrato foi autoclavado a 120 °C por uma hora, com repetição após 24 horas. O inóculo inicial foi cedido pelo Instituto Agrônomo de Pernambuco – IPA. A planta hospedeira utilizada foi o milho. O solo-inóculo produzido foi armazenado sob refrigeração até o momento da utilização.

3.3. Delineamento experimental

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial, com oito tratamentos de inoculação e duas doses de biochar, em quatro repetições, totalizando 64 unidades experimentais.

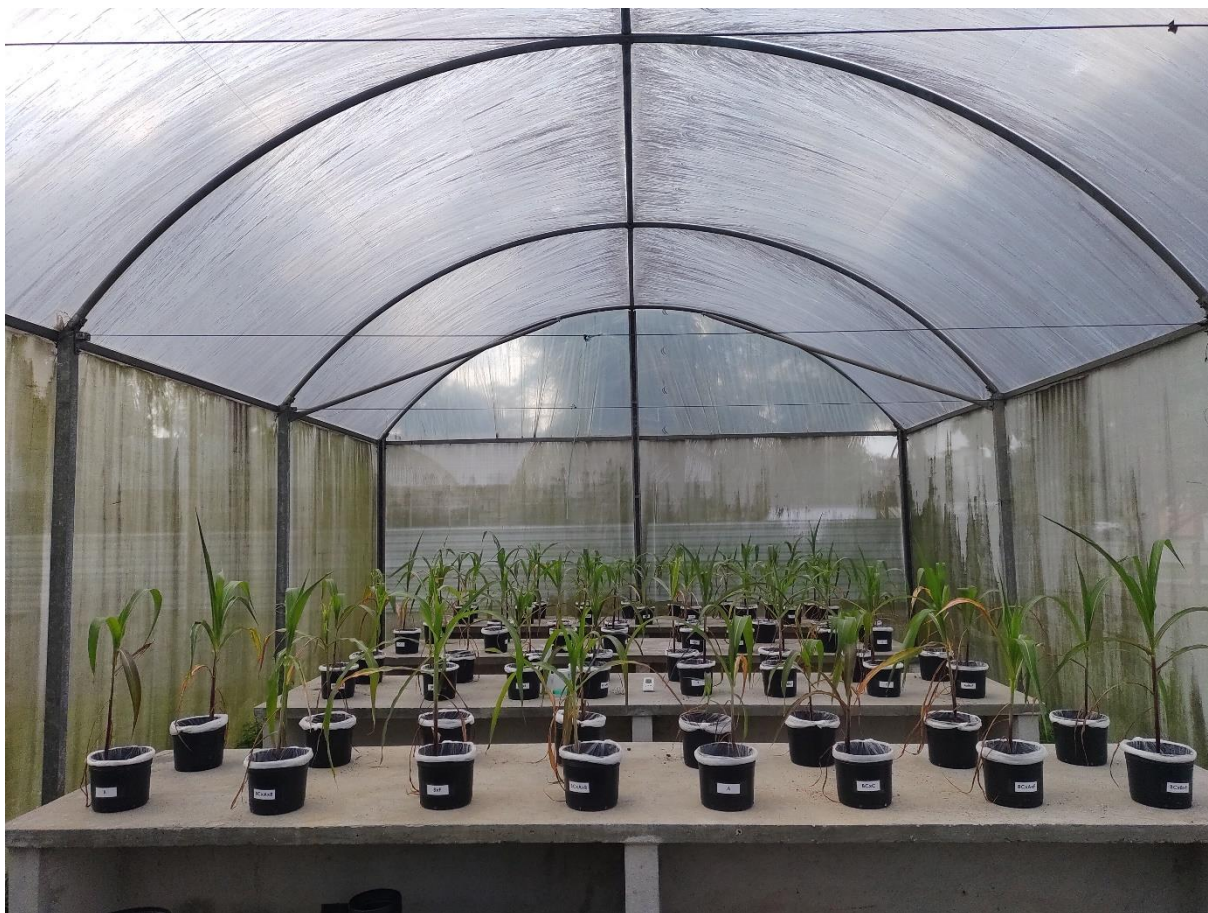
As diferentes inoculações consistiram em:

- Milho inoculado com o FMA *Rhizophagus clarus* (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) C. Walker & A. Schuessler 2010;
- Milho inoculado com a BSF *Neobacillus cucumis*;
- Milho inoculado com a BSF *Bacillus cereus*;
- Milho inoculado com FMA e *N. cucumis*;
- Milho inoculado com FMA e *B. cereus*;
- Milho inoculado com *N. cucumis* e *B. cereus*;
- Milho inoculado com FMA, *N. cucumis* e *B. cereus*;
- Milho não inoculado (controle).

Já as diferentes doses de biochar consistiram na adição, ou não, do equivalente a 20 t/há (SILVA et al., 2024).

3.4. Montagem e Condução do Experimento

O experimento foi conduzido em casa de vegetação, localizada no Departamento de Agronomia na Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), na cidade de Recife, Pernambuco, Brasil.

Figura 1. Experimento em casa de vegetação

O solo utilizado no experimento foi originalmente coletado em Moreno – PE e foi previamente classificado como Argissolo Amarelo (SILVA, 2020). No entanto, passou por processos de adubação anteriores ao início do presente trabalho. Dessa forma, as características químicas do solo ao ser utilizado nesse experimento podem ser vistas na Tabela 2.

Tabela 2. Caracterização química do solo utilizado para cultivo de *Zea Mays* L. em casa de vegetação

P	pH	Ca	Mg	Na	K	Al	H	S	CTC	V	m
mg/dm ³	(H ₂ O)										%
14	7	7,25	1,5	0,46	0,64	0	0,24	9,9	10,1	98	0

S: soma de bases; CTC: capacidade de troca de cátions; V: saturação por bases; m: saturação por alumínio.

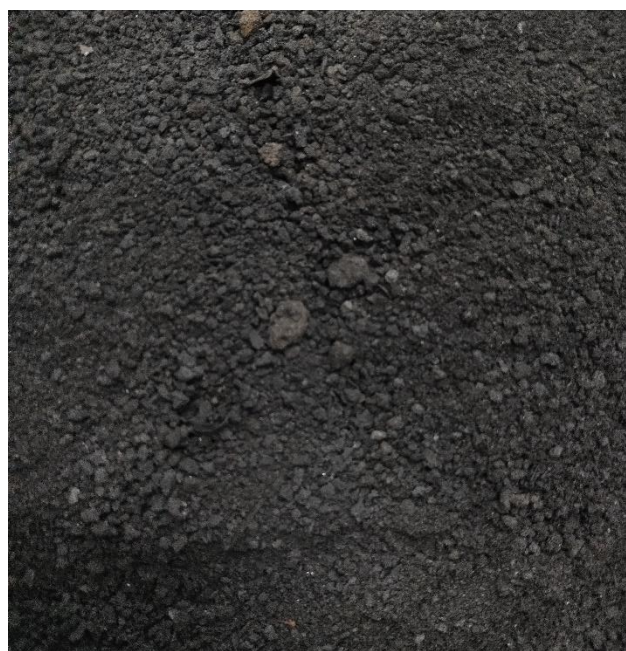
Para montagem do experimento, o solo foi destorroado e autoclavado a 120 °C por uma hora, com repetição após 24 horas. Posteriormente, 5 kg de solo foram separados para cada vaso, em que metade deles recebeu uma dose de biochar de lodo de esgoto enquanto a

outra, não. O biochar foi produzido a 500 °C utilizando lodo de esgoto residencial, obtido na ETE-Curado (Recife, Pernambuco, Brasil). O material apresentou a seguinte caracterização química (Tabela 3):

Tabela 3. Caracterização química do biochar de lodo de esgoto

Variáveis	Unidade	Valor
pH em água	1:10 (v/v)	6,84 ± 0,2
Ca	g/kg	24,0
P	g/kg	7,1
Fe	g/kg	20,0
Cu	mg/kg	122 ± 1,4
Mn	mg/kg	508,5 ± 29
Zn	mg/kg	1190,5 ± 9,2
Cd	mg/kg	6,0
Pb	mg/kg	59,5 ± 4,9

Figura 2. Biochar de lodo de esgoto



Sementes de milho da cultivar CMS-36 foram previamente selecionadas e submetidas a um processo de desinfestação. Inicialmente, ficaram imersas em álcool 70 % por 3 minutos, seguido de um tratamento com hipoclorito de sódio a 2,5 % (v/v) durante 7 minutos. Após esse período, foram novamente mergulhadas em álcool 70% por 1 minuto e, por fim, lavadas com água destilada. Após a desinfestação, as sementes foram transferidas para erlenmeyers

contendo os inoculantes bacterianos e ficaram sob agitação a 150 RPM por duas horas. Foram colocadas quatro sementes de milho por vaso para germinação e, ao apresentarem folhas definitivas, foi realizado o desbaste deixando apenas uma planta por vaso. Após 15 dias, foi realizada a adição de 10 g de solo-inóculo do FMA, assim como a aplicação de 1 mL dos inoculantes bacterianos. O experimento foi irrigado diariamente com água destilada e foi realizada uma aplicação de solução nutritiva, com ausência de fósforo (HOAGLAND; ARNON, 1950).

Figura 3. Aplicação do inóculo bacteriano



Após 62 dias, o experimento foi coletado. As amostras de solo foram congeladas a -20 °C para as análises microbiológicas e, para as análises químicas, foram secas e destorroadas. Fragmentos de raízes foram armazenados para posterior determinação da colonização micorrízica e a parte aérea da planta foi armazenada em sacos de papel para que fossem levadas à estufa.

3.5. Análises biométricas

Foram determinadas a altura das plantas e a área foliar com o auxílio de fita métrica (área foliar= 0,75 x comprimento da folha x largura da folha) e o diâmetro do caule utilizando

paquímetro digital. Para a determinação da massa seca, a parte aérea das plantas foi levada à estufa de circulação de ar forçado a 60 °C, até atingirem peso constante (cerca de 4 dias).

3.6. Análises químicas em tecido vegetal

3.6.1. Determinações de Fósforo e Potássio

Para determinação dos teores de fósforo e potássio na parte aérea da planta, foi feita uma extração com HCl 1 mol L⁻¹ sem necessidade de digestão, conforme detalhado por Miyazawa et al. (2009). Para isso, foram pesados 500 mg do material vegetal em frascos de vidro e adicionados 25 mL do extrator. Os frascos foram submetidos a banho-maria a 80 °C por 15 minutos e posteriormente, a agitação a 200 RPM por 20 minutos e então foram filtrados em papel filtro quantitativo. O extrato foi armazenado a -20°C até o momento da leitura.

O teor de fósforo presente na parte aérea das plantas foi determinado a partir de espectrofotometria com azul-de-molibdênio, com leitura realizada a 660 nm ($y = 0,0816x - 0,0217$; $R^2 = 0,9744$) (MIYAZAWA et al., 2009). Já o teor de potássio foi determinado através de fotometria de chama ($y = 10,271x - 2,1905$; $R^2 = 0,9957$) (MIYAZAWA et al., 2009).

3.6.2. Determinação de Nitrogênio

O teor de nitrogênio foi determinado utilizando o método de Kjeldahl, conforme descrito por Miyazawa et al. (2009). Foi realizada a digestão de 100 mg do material vegetal em bloco digestor (350 °C), para isso a parte aérea da planta foi transferida para tubos de digestão, juntamente com 3 mL de H₂SO₄ 98 %, 1 mL de H₂O₂ 35 % e 1 g de uma mistura de sais (K₂SO₄ + CuSO₄ (10:1)). Posteriormente, com o extrato digerido já em temperatura ambiente, este foi destilado em destilador de nitrogênio até obtenção de aproximadamente 50 mL de solução, que foi então titulada com solução de HCl 0,001 mol L⁻¹ saindo de uma coloração azulada para cor rosada.

3.7. Análises químicas no solo

3.7.1. Determinação do pH em água (1:2,5)

A análise foi realizada pesando-se 10 g de solo (TFSA), que foram adicionados a um copo plástico de 50 mL. Em seguida, foram acrescentados 25 mL de água destilada. A amostra foi agitada com um bastão de vidro, higienizado a cada amostra, por 60 segundos e

deixada em repouso por uma hora. Após esse período, cada amostra foi levemente agitada e a leitura foi realizada utilizando pHmetro (TEIXEIRA; CAMPOS; SALDANHA 2017).

3.7.2. Determinação de Fósforo e Potássio

A extração de fósforo e potássio pelo método Mehlich 1 foi realizada utilizando-se 10 g de solo (TFSA), que foram transferidos para erlenmeyer de 125 mL. Em seguida, foram adicionados 100 mL da solução extratora duplo-ácida, composta por HCl 0,05 mol L⁻¹ e H₂SO₄ 0,0125 mol L⁻¹. A mistura foi agitada por cinco minutos em mesa agitadora orbital. Após esse processo, o extrato foi filtrado utilizando papel filtro quantitativo (SILVA et al., 2009).

Para a determinação de fósforo, 5 mL do extrato foram pipetados em recipientes plásticos de 50 mL, aos quais foram adicionados 10 mL de solução ácida de molibdato de amônio diluída e uma pitada de ácido ascórbico. A solução foi deixada em repouso por uma hora para o desenvolvimento da coloração azul. A densidade óptica foi então medida em um espectrofotômetro com comprimento de onda de 660 nm. A curva de calibração foi construída utilizando um padrão de fósforo de 50 mg/L ($y = 0,1477x - 0,005$; $R^2 = 0,999$).

Para a determinação de potássio, aproximadamente 10 mL do extrato foram pipetados em recipientes plásticos. A leitura foi realizada em um fotômetro de chama, previamente calibrado com água destilada e solução padrão de K⁺. Em seguida, o extrato foi analisado no equipamento para a obtenção dos valores de potássio no solo.

3.7.3. Determinação do Carbono Orgânico Total

A determinação foi realizada conforme descrito por Yeomans e Bremner (1988) e adaptado por Mendonça e Matos (2005). Para o preparo das amostras, aproximadamente 2 g de solo (TFSA) foram moídos em almofariz e passados por uma peneira de 0,2 mm (60 mesh). Aproximadamente 0,1 g do solo moído e peneirado foi transferido para tubos de digestão. Em seguida, 5 mL de solução de dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇) 0,167 mol L⁻¹ e 7,5 mL de H₂SO₄ concentrado foram pipetados em cada tubo. Após pré-aquecimento do bloco digestor até 170 °C, os tubos foram inseridos no equipamento e mantidos nessa temperatura por 30 minutos. Posteriormente, as amostras foram resfriadas.

O conteúdo de cada tubo foi transferido para erlenmeyers de 125 mL, utilizando água destilada para completar o volume final em cerca de 80 mL. Após o resfriamento da solução, foram adicionadas 3 gotas da solução indicadora (ferroin) e a titulação foi realizada com

sulfato ferroso amoniacal $0,2 \text{ mol L}^{-1}$. O ponto final da titulação foi identificado pela mudança de coloração de verde para violeta-escuro.

3.8. Análises microbiológicas

3.8.1. Análises micorrízicas

3.8.1.1. Colonização micorrízica

As raízes foram lavadas em água corrente para remover resíduos e, em seguida, submetidas a um processo de clarificação com KOH a 10% (p/v) em banho-maria a 90°C por 20 minutos. Após a clarificação, as raízes foram coradas com tinta Quink diluída em ácido acético 5 % e armazenadas em lactoglicerol (VIERHEILIG et al., 1998). A taxa de colonização pelo FMA foi determinada utilizando o método de interseção de quadrantes, desenvolvido por Giovannetti e Mosse (1980).

3.8.1.2. Determinação de Proteínas do Solo Relacionadas à Glomalina (PSRG)

Para extração das PSRG facilmente extraíveis, foram transferidos 1 g de solo e 8 mL de citrato de sódio (20 mM) para tubos de centrífuga, levados à autoclave por 30 minutos a 121°C e centrifugados a 5.000 RPM por 15 minutos. Posteriormente, o sobrenadante foi armazenado à 4°C (WRIGHT; UPADHYAYA, 1998). Para quantificação, foi utilizado o método proposto por Bradford (1976), com albumina sérica bovina utilizada na curva padrão ($y=0,1583x-0,1675$; $R^2=0,9968$).

O procedimento foi repetido para a determinação das PSRG totais, utilizando 1 g de solo e 8 mL de citrato de sódio (50 mM). As amostras passaram por um primeiro ciclo de autoclavagem de 90 minutos (121°C) e então por consecutivos ciclos de 60 minutos. Ao fim de cada ciclo as amostras eram centrifugadas (5.000 RPM por 10 minutos) e os sobrenadantes armazenados. O mesmo método de quantificação foi utilizado para as PSRG totais ($y=0,1887x+0,0439$; $R^2=0,9923$).

3.8.2. Determinação da Respiração Basal do Solo

Em potes plásticos, 75 g de solo (TFSA) foram umedecidos com água destilada utilizando borrifador, para ativação dos microrganismos (SILVA, 2019). Em seguida, 20 mL de solução de hidróxido de sódio (NaOH) 0,5 M foram medidos com uma pipeta e transferidos para copos plásticos de 50 mL e os potes foram fechados hermeticamente e incubados à temperatura ambiente, protegidos da luz, por um período de sete dias.

Após o período de incubação, 10 mL da solução contida nos copos foram retirados com pipeta e transferidos para erlenmeyers de 125 mL. Em seguida, 5 mL de solução de cloreto de bário (BaCl_2) 0,05 M e três gotas de fenolftaleína a 1% foram adicionados. A titulação foi realizada utilizando solução de ácido clorídrico (HCl) 0,25 M, até o desaparecimento da coloração rosada (MENDONÇA; MATOS, 2005).

3.8.3. Determinação do Carbono da Biomassa Microbiana e dos Quocientes Microbiano, Metabólico e de Mineralização

Os procedimentos foram realizados conforme descrito por Mendonça e Matos (2005). Para a extração, foram pesados 20 g de solo em erlenmeyers devidamente identificados: um destinado à irradiação e outro não irradiado. Metade das amostras foi submetida ao processo de irradiação.

Em seguida, 80 mL de solução de K_2SO_4 0,5 M foram adicionados a ambos os erlenmeyers (irradiado e não irradiado), e as amostras foram agitadas por 30 minutos em agitador horizontal. Após esse período, as soluções foram deixadas em repouso por 60 minutos e, posteriormente, filtradas utilizando papel filtro qualitativo.

Após a extração, 10 mL de cada extrato filtrado foram pipetados em erlenmeyers de 125 mL. Em seguida, foram adicionados 2 mL da solução de dicromato de potássio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) 0,066 M e 10 mL de ácido sulfúrico concentrado. Após resfriamento das amostras, foram adicionados 50 mL de água destilada e quatro gotas do indicador ferroin. A titulação foi realizada com solução de sulfato ferroso amoniacal 0,03 M.

Para a determinação da umidade, 10 g da amostra foram pesadas em uma placa de Petri e levadas à estufa a 105 °C por um período de 24 horas.

O quociente microbiano (q_{Mic}) foi calculado a partir da razão entre o carbono da biomassa e carbono orgânico total. O quociente metabólico (q_{CO_2}) foi determinado através da razão entre a respiração basal do solo e o carbono da biomassa microbiana, enquanto o quociente de mineralização (q_{M}) é a razão entre a respiração basal e o carbono orgânico total (ANDERSON; DOMSCH, 1986).

3.8.4. Determinação do Fósforo da Biomassa Microbiana

Foram pesados 20 g de solo (TFSA) em erlenmeyers para irradiação e outras 20 g em erlenmeyers mantidos sem irradiação. Após esse processo, 80 mL de NaHCO_3 0,5 mol L^{-1}

foram adicionados e os erlenmeyers foram agitados por 30 minutos em mesa agitadora orbital, seguidos por repouso de 60 minutos. O sobrenadante foi filtrado em papel filtro quantitativo.

Para a determinação, 5 mL dos extratos das amostras irradiadas e não irradiadas foram pipetados em copos descartáveis de 50 mL, onde foram adicionados de 5,5 mL de água destilada e 2 mL do reagente de trabalho. Após 40 minutos, a formação da coloração azul foi observada. A leitura foi realizada em espectrofotômetro utilizando comprimento de onda de 882 nm ($y=0,2861x-0,0149$; $R^2 = 0,9826$).

O fósforo recuperado (P-spike) foi extraído a partir de 5 g de solo (TFSA) pesados em tubos de centrífuga de 50 mL. Aos tubos foram adicionados 1 mL de solução padrão de fósforo (25 mg/L^{-1}) e 30 mL de solução de NaHCO_3 $0,5 \text{ mol L}^{-1}$. A mistura foi agitada por 60 minutos em mesa agitadora orbital. Após esse período, as amostras foram centrifugadas a 5.000 RPM por 10 minutos e o sobrenadante foi filtrado. A quantificação seguiu o mesmo procedimento das amostras irradiadas e não irradiadas (MENDONÇA; MATOS, 2005).

3.8.5. Determinação da Atividade Enzimática no Solo

3.8.5.1. Fosfatase Alcalina

Foi pesado 1 g da amostra de solo, mantida sob refrigeração desde o momento da coleta, em tubos de 50 mL. Em seguida, foram adicionados 0,2 mL de tolueno, 4 mL do tampão MUB (pH 11) e 1 mL da solução de p-nitrofenilfosfato de sódio. A mistura foi homogeneizada, os frascos foram fechados e incubados a 37 °C por 1 hora. Após a incubação, foram adicionados 1 mL da solução de $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ($0,5 \text{ mol L}^{-1}$) e 4 mL da solução de NaOH ($0,5 \text{ mol L}^{-1}$). A solução foi agitada e posteriormente filtrada em papel de filtro Whatman n° 2 e a absorbância foi medida em comprimento de onda de 420 nm em espectrofotômetro (TABATABAI; BREMNER, 1969).

3.8.5.2. β -glicosidase

Foi pesado 1 g da amostra de solo, previamente armazenada em freezer, e transferido para um frasco de 50 mL. Em seguida, foram adicionados 0,25 mL de tolueno, 4 mL da solução tampão MUB (pH 6) e 1 mL da solução de p-nitrofenol- β -D-glicosídeo. O frasco foi tampado, a mistura foi homogeneizada e incubada por 1 hora a 37 °C. Após a incubação, foram adicionados 1 mL da solução de CaCl_2 ($0,5 \text{ mol L}^{-1}$) e 4 mL do tampão Tris (0,1 M, pH 12). A solução foi agitada e filtrada em papel filtro Whatman n° 2. A absorbância foi medida em comprimento de onda de 410 nm (TABATABAI, 1994).

3.8.5.3. Arilsulfatase

Foi pesado 1 g da amostra de solo em um frasco de 50 mL. Em seguida, foram adicionados 4 mL da solução tampão acetato, 0,25 mL de tolueno e 1 mL da solução de p-nitrofenil sulfato (0,05 M). A mistura foi agitada para homogeneização e incubada a 37 °C por 1 hora. Após a incubação, foram adicionados 1 mL da solução de cloreto de cálcio (0,5 M) e 4 mL da solução de hidróxido de sódio (0,5 M). A solução foi agitada e filtrada em papel filtro Whatman nº 2. A absorbância foi determinada em espectrofotômetro em comprimento de onda de 410 nm (TABATABAI, 1994).

3.9. Análise Estatística

Os dados foram avaliados quanto à presença de outliers e à necessidade de transformação para homoscedasticidade. Posteriormente, foram submetidos à Análise de Variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey 5 %, utilizando o software SAS *OnDemand for Academics*.

4. RESULTADOS

Foram observadas interações significativas ($p < 0,05$) entre as inoculações de microrganismos do solo e a adição de biochar ao substrato de cultivo em diversas das variáveis testadas, com exceção da altura, K na planta, P disponível e K⁺ no solo, PSRG facilmente extraível e total (Tabela 4).

Tabela 4. Significância para as variáveis testadas, considerando os efeitos da inoculação de fungo micorrízico e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, da adição de biochar ao substrato de cultivo e a interação entre os fatores

Variáveis	Fatores		Interação
	Inoculação (I)	Biochar (B)	I x B
Altura	0,0081	ns	ns
Diâmetro do caule	ns	ns	0,0121
Área foliar	ns	ns	0,0319
MSPA	ns	ns	0,0267
P (planta)	ns	ns	0,0206
K (planta)	0,0070	0,0454	ns
N (planta)	ns	ns	0,0113
P disponível	0,0183	<,0001	ns
K ⁺	ns	ns	ns
Carbono orgânico total	ns	ns	0,0085
pH	ns	ns	0,0313
Colonização micorrízica	ns	ns	<,0001
PSRG – Facilmente extraível	ns	0,0246	ns
PSRG – Total	ns	ns	ns
Carbono da biomassa microbiana	ns	ns	<,0001
Fósforo da biomassa microbiana	ns	ns	<,0001
Respiração basal do solo	ns	ns	0,0003
Quociente microbiano	ns	ns	0,0001
Quociente metabólico	ns	ns	0,0002
Quociente de mineralização	ns	ns	0,0004
Fosfatase alcalina	ns	ns	<,0001
Betaglicosidase	ns	ns	0,0007
Arilsulfatase	ns	ns	<,0001

* $p < 0,05$; ns= não significativo

4.1. Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto nos parâmetros biométricos e nutricionais da planta

A inoculação com FMA e BSF influenciou o crescimento das plantas cultivadas em substrato com biochar de lodo de esgoto, não havendo efeito das inoculações na ausência do biochar (Tabela 5). Todas as formas de inoculação promoveram um aumento na MSPA, diferenciando-se do controle não inoculado. O maior incremento foi observado no tratamento com co-inoculação entre *B. cereus* + FMA, resultando em um aumento de 147% em relação ao controle, passando de 4,8 g para 11,9 g.

A inoculação com *B. cereus*, tanto isoladamente (15,7 mm) quanto em co-inoculação com FMA (15,7 mm), resultou em maior diâmetro do caule em comparação à inoculação conjunta de *N. cucumis* e *B. cereus* (11,3 mm). Da mesma forma, a área foliar foi significativamente maior no tratamento com *B. cereus* e FMA (313,3 cm²) em relação à inoculação *N. cucumis* + *B. cereus* + FMA (192,3 cm²). No entanto, para ambas as variáveis, não houve diferença significativa entre diversos tratamentos de inoculação e o controle não inoculado.

Tabela 5. Diâmetro do caule, área foliar e massa seca da parte aérea (MSPA) de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar

Inoculação	Substratos	
	Com Biochar	Sem Biochar
	Diâmetro do caule (mm)	
Controle	12,07 aAB	13,47 aA
FMA	14,58 aAB	14,02 aA
<i>N. cucumis</i>	12,59 aAB	10,95 aA
<i>B. cereus</i>	15,71 aA	12,39 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	14,15 aAB	13,92 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	15,71 aA	13,02 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	11,35 aB	13,50 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	11,46 aAB	13,26 aA
CV (%)	4,8	
	Área foliar (cm ²)	
Controle	199,95 aAB	286,18 aA
FMA	273,22 aAB	283,02 aA
<i>N. cucumis</i>	238,29 aAB	191,59 aA
<i>B. cereus</i>	260,74 aAB	257,10 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	232,27 aAB	263,86 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	313,32 aA	259,63 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	229,62 aAB	190,98 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	192,36 aB	246,28 aA
CV (%)	3,4	
	MSPA (g)	
Controle	4,85 aB	7,62 aA
FMA	10,85 aAB	9,47 aA
<i>N. cucumis</i>	9,32 aAB	4,81 aA
<i>B. cereus</i>	9,84 aAB	7,76 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	9,25 aAB	9,13 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	11,98 aA	8,72 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	6,81 aAB	5,60 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	7,11 aAB	8,17 aA
CV (%)	12,81	

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras minúsculas comparam colunas e maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Para a altura das plantas não houve interação entre as inoculações e a adição de biochar (Tabela 4), entretanto, a aplicação de solo-inóculo de FMA incrementou a altura do milho, aproximadamente, em 32 % em comparação às plantas co-inoculadas com as BSF *N. cucumis* + *B. cereus* (Tabela 6).

Tabela 6. Altura (cm) e conteúdo de K (mg planta⁻¹) de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato

Inoculação	Altura (cm)	K (mg planta ⁻¹)
Controle	30,58 AB	56,67 AB
FMA	38,63 A	91,01 A
<i>N. cucumis</i>	30,58 AB	55,04 B
<i>B. cereus</i>	34,00 AB	74,75 A
<i>N. cucumis</i> + FMA	35,38 AB	80,93 A
<i>B. cereus</i> + FMA	36,44 AB	83,89 A
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	29,17 B	54,05 B
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	33,06 AB	67,71 A
CV (%)	14,56	11,84

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Foram observadas diferenças significativas no teor de P no tecido vegetal entre os tratamentos avaliados. No substrato sem biochar, os teores de P variaram entre 372,6 mg kg⁻¹ e 546,4 mg kg⁻¹, referentes, respectivamente, às inoculações com *B. cereus* + FMA e somente FMA, o que representa um aumento de aproximadamente 46 %. Apesar disso, as plantas que receberam o solo-inóculo de FMA não acumularam maior teor de P quando comparadas às plantas do tratamento controle (Tabela 8).

Tabela 7. Conteúdo de K (mg planta⁻¹) em plantas cultivadas ou não em substrato com biochar de lodo de esgoto

Substrato	K (mg planta ⁻¹)
Com biochar	75,19 A
Sem biochar	63,73 B
CV (%)	11,85

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Também houve diferenças significativas no conteúdo de nitrogênio no milho. Nas plantas cultivadas com biochar, os tratamentos de inoculação de *B. cereus* + FMA (158,3 mg planta⁻¹), FMA (146 mg planta⁻¹), *N. cucumis* (126,8 mg planta⁻¹) e *B. cereus* (131,3 mg planta⁻¹) incrementaram o acúmulo do N significativamente, quando comparados ao controle não inoculado (47,5 mg planta⁻¹) (Tabela 8).

Em relação ao conteúdo de K no tecido vegetal, não houve interação entre a inoculação e a adição de biochar de lodo de esgoto ao substrato de cultivo do milho (Tabela 4). Todas as plantas inoculadas com FMA, sozinho ou co-inoculado com BSF, apresentaram maior conteúdo de K quando comparadas às plantas inoculadas com *N. cucumis* e *N. cucumis* + *B. cereus* (Tabela 6). Para o conteúdo de K também houve diferença significativa entre os tratamentos com e sem adição de biochar (Tabela 7). As plantas cultivadas com biochar de lodo de esgoto apresentaram incremento de aproximadamente 17 % no acúmulo de K na biomassa vegetal, em relação às cultivadas sem ele.

Tabela 8. Teor de fósforo (mg kg⁻¹) e conteúdo de nitrogênio (mg planta⁻¹) em plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar

Inoculação	Substratos	
	Com Biochar	Sem Biochar
	P (mg kg ⁻¹)	
Controle	513,08 aA	522,88 aAB
FMA	496,83 aA	546,44 aA
<i>N. cucumis</i>	461,33 aA	484,08 aAB
<i>B. cereus</i>	525,98 aA	376,59 aAB
<i>N. cucumis</i> + FMA	503,62 aA	436,94 aAB
<i>B. cereus</i> + FMA	484,82 aA	372,62 aB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	465,04 aA	496,52 aAB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	469,51 aA	481,65 aAB
CV (%)	18,39	
	N (mg planta ⁻¹)	
Controle	47,51 aB	101,43 aA
FMA	146,02 aA	127,00 aA
<i>N. cucumis</i>	126,83 aA	66,63 aA
<i>B. cereus</i>	131,30 aA	104,09 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	122,83 aAB	123,79 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	158,30 aA	115,52 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	92,21 aAB	94,37 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	94,02 aAB	111,29 aA
CV (%)	25,35	

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras minúsculas comparam colunas e maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

4.2. Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto em características químicas do solo

O teor de carbono orgânico total no solo aumentou significativamente com a adição do biochar de lodo de esgoto. Entretanto, nos substratos enriquecidos com o biochar, não houve diferença entre os tratamentos de inoculação (Tabela 9).

Já nos substratos sem aplicação do biocarvão, a inoculação de FMA diminuiu a concentração de carbono orgânico, em comparação a alguns tratamentos como *N. cucumis*, *B. cereus* e *B. cereus* + FMA, com quedas de, aproximadamente, 35 %, 31 % e 31 %, respectivamente.

Tabela 9. pH e teor de carbono orgânico total (g kg^{-1}) no solo utilizado no cultivo de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar

Inoculação	Substratos	
	Com Biochar	Sem Biochar
	Carbono Orgânico Total (g kg^{-1})	
Controle	25,59 aA	25,59 aA
FMA	23,86 aA	23,86 aA
<i>N. cucumis</i>	23,90 aA	23,90 aA
<i>B. cereus</i>	23,86 aA	23,86 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	20,97 aA	20,97 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	23,84 aA	23,84 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	25,36 aA	25,36 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	21,64 aA	21,64 aA
CV (%)	9,80	
	pH do solo (água 1:2,5)	
Controle	6,94 aA	6,94 aA
FMA	6,98 aA	6,98 aA
<i>N. cucumis</i>	6,89 aA	6,89 aA
<i>B. cereus</i>	6,95 aA	6,95 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	6,89 bA	6,89 bA
<i>B. cereus</i> + FMA	6,98 aA	6,98 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	6,93 aA	6,93 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	7,03 aA	7,03 aA
CV (%)	0,9	

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras minúsculas comparam colunas e maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Houve poucas variações no pH do solo. A aplicação de biochar nos substratos com *N. cucumis* + FMA acidificou o solo, passando de pH 7,11 nesse tratamento de inoculação na ausência de biochar para pH 6,89 na presença do biochar. De forma semelhante, *N. cucumis* +

FMA também elevaram o pH quando comparado ao tratamento de inoculação *B. cereus*, passando de pH 7,11 para pH 6,95 nos substratos sem biochar (Tabela 9).

Nenhum tratamento de inoculação foi eficiente em aumentar a disponibilidade de fósforo no solo (Tabela 10). Em tratamentos inoculados com FMA e *B. cereus* (47,2 mg dm⁻³ e 46,6 mg dm⁻³) houve decréscimo no teor de P disponível em relação ao controle sem inoculação (53,8 mg dm⁻³). As demais inoculações não afetaram significativamente tal variável.

Tabela 10. Teor de fósforo disponível (mg dm⁻³) no solo utilizado no cultivo de plantas inoculadas ou não com fungos micorrízicos arbusculares e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato

Inoculação	P disponível (mg dm ⁻³)
Controle	53,83 A
FMA	47,22 B
<i>N. cucumis</i>	49,42 AB
<i>B. cereus</i>	46,67 B
<i>N. cucumis</i> + FMA	48,21 AB
<i>B. cereus</i> + FMA	51,53 AB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	47,66 AB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	47,22 AB
CV (%)	8,76

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

4.3. Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto na atividade enzimática no solo

Foram observadas diferenças significativas na atividade da enzima fosfatase alcalina entre os tratamentos e a presença ou ausência de biochar (Tabela 11). No substrato com biochar, a maior atividade foi observada no tratamento *N. cucumis* + *B. cereus* + FMA (35,8 mg p-nitrofenol/kg solo.h⁻¹), diferindo significativamente dos demais tratamentos. O tratamento *B. cereus* (26,91 mg p-nitrofenol/kg solo.h⁻¹) também apresentou alta atividade, sem diferença significativa para *N. cucumis* + *B. cereus* + FMA. Já no substrato sem biochar,

a maior atividade foi observada no controle (38,1 mg p-nitrofenol/kg solo.h⁻¹), diferindo significativamente de todos os outros tratamentos.

Tabela 11. Atividade da fosfatase alcalina (mg p-nitrofenol/kg solo.h⁻¹), betaglicosidase (mg p-nitrofenol/kg solo.h⁻¹) e arilsulfatase (mg p-nitrofenol/kg solo.h⁻¹) em solo utilizado no cultivo de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar

Inoculação	Substratos	
	Com Biochar	Sem Biochar
	Fosfatase Alcalina (mg p-nitrofenol/kg solo.h ⁻¹)	
Controle	13,37 bC	38,10 aA
FMA	11,90 aC	18,47 aB
<i>N. cucumis</i>	16,57 aB	13,83 aB
<i>B. cereus</i>	26,91 aAB	18,54 aB
<i>N. cucumis</i> + FMA	13,10 aC	14,16 aB
<i>B. cereus</i> + FMA	19,07 aB	12,31 aB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	15,29 aBC	15,10 aB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	35,83 aA	14,81 bB
CV (%)	23,70	
	Betaglicosidase (mg p-nitrofenol/kg solo.h ⁻¹)	
Controle	24,47 aB	29,88 aA
FMA	30,25 aB	42,22 aA
<i>N. cucumis</i>	55,42 aA	30,37 bA
<i>B. cereus</i>	40,71 aA	46,01 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	33,96 aB	34,38 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	39,40 aA	35,32 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	28,89 aB	35,98 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	31,93 aB	37,26 aA
CV (%)	18,50	
	Arilsulfatase (mg p-nitrofenol/kg solo.h ⁻¹)	
Controle	12,51 aA	10,86 aB
FMA	14,18 aA	10,12 bB
<i>N. cucumis</i>	11,56 aA	8,89 aB
<i>B. cereus</i>	12,85 aA	8,52 bB
<i>N. cucumis</i> + FMA	13,48 aA	12,45 aAB
<i>B. cereus</i> + FMA	11,90 aA	14,45 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	10,86 aA	12,70 aAB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	13,91 aA	16,73 aA
CV (%)	9,99	

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras minúsculas comparam colunas e maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Foram observadas diferenças significativas na atividade da enzima betaglicosidase entre os tratamentos e a adição ou não de biochar. No substrato com biochar, os tratamentos com *N. cucumis*, *B. cereus* e *B. cereus* + FMA apresentaram as maiores atividades

enzimáticas, diferindo significativamente do controle com incrementos de, aproximadamente, 126 %, 66 % e 61 %, respectivamente, em comparação ao tratamento sem inoculante e adicionado de biochar (Tabela 11).

Destoando da fosfatase alcalina e da betaglicosidase, a atividade da arilsulfatase em geral não foi afetada pelos tratamentos de inoculação com presença de biochar (Tabela 11). Os maiores incrementos na atividade dessa enzima foram observados quando o substrato de cultivo do milho recebeu os inoculantes *B. cereus* + FMA e *N. cucumis* + *B. cereus* + FMA, com diferença significativa em relação ao controle não inoculado sem biochar. Nesse caso, os incrementos na atividade da arilsulfatase foram de cerca de 33 % e 54 %.

4.4. Efeitos da inoculação de FMA e BSF e do uso de biochar de lodo de esgoto nos demais aspectos microbiológicos do solo

A taxa de colonização das raízes de milho pelo FMA foi, em geral, mais elevada na ausência do biochar de lodo de esgoto (Tabela 12), decrescendo de 30 % para 22 % com a adição do biocarvão nas plantas que receberam somente o inóculo fúngico, de 24 % para 18 % no tratamento com *N. cucumis* + FMA e de 35 % para 30 % nas plantas inoculadas com *B. cereus* + FMA. Já com a aplicação dos três inóculos testados, *N. cucumis* + *B. cereus* + FMA, a taxa de colonização manteve-se igual nas plantas com e sem biochar.

Entre os tratamentos de inoculação, destaca-se a aplicação conjunta de *B. cereus* + FMA, que proporcionou maior taxa de raízes colonizadas tanto com a adição ou não do biocarvão.

Tabela 12. Taxa de colonização micorrízica (%), carbono da biomassa microbiana ($\mu\text{g C g solo}^{-1}$), fósforo da biomassa microbiana (mg kg^{-1}), respiração basal do solo ($\text{mg CO}_2.\text{kg solo}^{-1}.\text{dia}^{-1}$) e quocientes microbiano (%), metabólico ($\text{mg C-CO}_2.\text{mg CBM}^{-1}.\text{dia}^{-1}$) e de mineralização ($\% \text{ dia}^{-1}$) em solo utilizado no cultivo de plantas de milho inoculadas ou não com fungo micorrízico arbuscular e/ou bactérias solubilizadoras de fosfato, cultivadas em substrato com ou sem adição de biochar

Inoculação	Substratos	
	Com Biochar	Sem Biochar
	Colonização Micorrízica (%)	
Controle	0 aD	0 aD
FMA	22 bB	30 aB
<i>N. cucumis</i>	0 aD	0 aD
<i>B. cereus</i>	0 aD	0 aD
<i>N. cucumis</i> + FMA	18 bC	24 aC
<i>B. cereus</i> + FMA	30 bA	35 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	0 aD	0 aD
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	27 aA	23 aC
CV (%)	11,39	
	Carbono da Biomassa Microbiana ($\mu\text{g C g solo}$)	
Controle	68,35 aB	70,69 aA
FMA	51,81 aB	108,10 aA
<i>N. cucumis</i>	297,45 aA	172,34 aA
<i>B. cereus</i>	157,03 aAB	42,70 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	59,65 aB	67,89 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	304,55 aA	36,66 bA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	229,69 aA	93,28 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	114,90 aAB	169,37 aA
CV (%)	49,71	
	Fósforo da Biomassa Microbiana (mg kg^{-1})	
Controle	3,79 aA	1,10 bC
FMA	1,09 bB	3,70 aAB
<i>N. cucumis</i>	0,80 aB	0,44 aC
<i>B. cereus</i>	1,01 bB	3,03 aB
<i>N. cucumis</i> + FMA	1,77 bB	3,89 aAB
<i>B. cereus</i> + FMA	0,62 bB	3,71 aAB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	1,39 bB	5,30 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	1,23 aB	1,17 aC
CV (%)	29,06	
	Respiração Basal do Solo ($\text{mg CO}_2.\text{kg solo}^{-1}.\text{dia}^{-1}$)	
Controle	19,14 aC	11,76 bB
FMA	25,07 aBC	20,47 aA
<i>N. cucumis</i>	32,42 aAB	24,71 bA
<i>B. cereus</i>	31,43 aB	23,94 bA
<i>N. cucumis</i> + FMA	31,57 aB	26,06 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	39,22 aA	21,44 bA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	29,61 aB	25,00 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	33,11 aAB	22,13 bA
CV (%)	10,32	

	Quociente Microbiano (%)	
Controle	0,27 aB	0,47 aAB
FMA	0,22 aB	0,27 aB
<i>N. cucumis</i>	1,06 aA	1,00 aA
<i>B. cereus</i>	0,62 aAB	0,27 aB
<i>N. cucumis</i> + FMA	0,29 aB	0,44 aAB
<i>B. cereus</i> + FMA	1,23 aA	0,20 bB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	1,09 aA	0,41 aAB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	0,53 aAB	1,03 aA
CV (%)	45,48	
	Quociente Metabólico (mg C-CO ₂ .mg CBM ⁻¹ .dia ⁻¹)	
Controle	0,17 aB	0,17 aB
FMA	0,14 aB	0,11 aB
<i>N. cucumis</i>	0,15 aB	0,16 aB
<i>B. cereus</i>	0,22 aB	0,28 aAB
<i>N. cucumis</i> + FMA	0,54 aA	0,35 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	0,11 bB	0,51 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	0,14 aB	0,24 aAB
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	0,25 aB	0,14 aB
CV (%)	39,43	
	Quociente de Mineralização (% dia ⁻¹)	
Controle	0,08 aB	0,06 aB
FMA	0,11 bB	0,17 aA
<i>N. cucumis</i>	0,13 aA	0,13 aA
<i>B. cereus</i>	0,13 aA	0,12 aA
<i>N. cucumis</i> + FMA	0,15 aA	0,17 aA
<i>B. cereus</i> + FMA	0,17 aA	0,12 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i>	0,13 aA	0,17 aA
<i>N. cucumis</i> + <i>B. cereus</i> + FMA	0,14 aA	0,13 aA
CV (%)	16,10	

FMA= fungo micorrízico arbuscular; CV= coeficiente de variação. Letras minúsculas comparam colunas e maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

O maior teor de carbono da biomassa microbiana foi observado nos tratamentos com *B. cereus* + FMA (304,5 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo), *N. cucumis* (297,4 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo) e *N. cucumis* + *B. cereus* (229,6 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo), sem diferenças significativas entre eles (Tabela 12). Em contrapartida, alguns tratamentos, como FMA, *B. cereus*, *N. cucumis* + FMA e *N. cucumis* + *B. cereus* + FMA, não apresentaram aumento no carbono da biomassa microbiana, mantendo-se semelhantes ao controle sem inoculação.

Na ausência de biochar, os inoculantes não influenciaram o teor de carbono da biomassa. No entanto, no tratamento com *B. cereus* + FMA e adição de biochar, houve um aumento expressivo de, aproximadamente, 730 % em relação ao mesmo tratamento sem biochar.

O maior teor de fósforo da biomassa microbiana foi observado no tratamento *N. cucumis* + *B. cereus* sem adição de biochar, apresentando imobilização de P 381 % superior à do controle (Tabela 12). No entanto, esse comportamento não se repetiu nos substratos com biochar, onde todos os tratamentos inoculados resultaram na redução do teor de fósforo da biomassa microbiana em comparação com o controle não inoculado.

A respiração basal do solo foi significativamente superior ao controle em todos os tratamentos de inoculação, independentemente da adição de biochar (Tabela 12). O maior aumento foi observado no tratamento com *B. cereus* + FMA e biochar, que apresentou uma respiração basal 104 % maior em relação ao controle com biochar.

O quociente microbiano (q_{Mic}) foi superior nos tratamentos *N. cucumis* (1,06 %), *N. cucumis* + *B. cereus* (1,09 %) e *B. cereus* + FMA (1,2 %) na presença de biochar (Tabela 12). No tratamento *B. cereus* + FMA, a adição de biochar promoveu um aumento expressivo no q_{Mic} , elevando-o de 0,2 % para 1,2 % após a aplicação da fonte de matéria orgânica. Em relação ao quociente metabólico (q_{CO_2}), os tratamentos de inoculação não foram eficientes. Já o quociente de mineralização (q_M) foi maior com todos os inoculantes comparado ao tratamento controle, com exceção do FMA, que não diferiu do controle.

Os níveis de PSRG (FE ou total) não apresentaram interação significativa entre as inoculações e a adição de biochar (Tabela 4). No entanto, a fração facilmente extraível variou em função do biochar aplicado (Tabela 13). Nos substratos sem a adição de biocarvão de lodo de esgoto, observou-se uma maior concentração de PSRG, enquanto sua produção reduziu com a aplicação do biocarvão.

Tabela 13. Proteínas do solo relacionadas à glomalina ($\mu\text{g g}^{-1}$) em plantas cultivadas ou não em substrato com biochar de lodo de esgoto

Substrato	PSRG – FE ($\mu\text{g g}^{-1}$)
Com biochar	2,23 B
Sem biochar	2,37 A
CV (%)	10,70

CV= coeficiente de variação; PSRG – FE= Proteínas do solo relacionadas à glomalina facilmente extraíveis. Letras maiúsculas comparam linhas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

5. DISCUSSÃO

No presente estudo, o tratamento com *B. cereus* + FMA apresentou a maior taxa de colonização micorrízica em substrato com biochar (Tabela 12), o que esteve associado a um maior teor de nitrogênio no tecido vegetal (Tabela 7), como é amplamente conhecido que os FMA, através da sua extensa rede de hifas, contribuem para a maior absorção de nitrogênio (WANG et al., 2024; XUE et al., 2024; WANG et al., 2018). Esse efeito positivo pode ter favorecido o incremento na massa seca da parte aérea, na área foliar e no diâmetro do caule (Tabela 5), uma vez que o nitrogênio desempenha papel crucial no crescimento das plantas (ZAYED et al., 2023); indicando que a interação entre os FMA e a bactéria promoveu um ambiente mais eficiente para a absorção desse nutriente e para o desenvolvimento das plantas. Resultados semelhantes foram relatados por Zhu et al. (2016), que observaram maior concentração de nitrogênio nas folhas e um aumento significativo na biomassa em plantas de trigo micorrizadas.

Além disso, o fato da BSF *B. cereus* biossintetizar ácido indolacético (AIA) (BUZÓ, 2021) também pode ter influenciado o aumento da fitomassa nas plantas micorrizadas, uma vez que o efeito sinérgico entre FMA e bactérias produtoras do fitohormônio já foi relatado em trabalho anterior, com benefícios sendo potencializados com a co-inoculação (AWASTHI et al., 2024).

Apesar do efeito sinérgico observado no crescimento vegetal e na absorção de nitrogênio, esse mesmo padrão não foi verificado para o teor de fósforo na planta (Tabela 7). A análise dos teores de fósforo disponível no substrato de cultivo do milho (Tabela 10) indica que os inoculantes não foram eficazes na disponibilização desse nutriente, resultando em baixas concentrações de fósforo na fitomassa. Tais resultados concordam com o verificado por Efthymiou et al. (2018), em que a co-inoculação de FMA e BSF com aplicação de biochar não foi eficiente em aumentar a absorção de fósforo pela planta.

Um dos principais mecanismos das BSF para a mineralização do fósforo é a produção de fosfatases, enzimas que catalisam a liberação de íons fosfato no solo (TARAFDAR; JUNGK, 1987). No entanto, no presente trabalho, a atividade dessas enzimas foi reduzida com a aplicação dos inoculantes microbianos (Tabela 11), o que pode ter limitado a disponibilidade de fosfato no solo e, conseqüentemente, a absorção desse nutriente pelo milho. A menor atividade da fosfatase ao inocular, separadamente, micorriza e bactérias foi verificada por Awasthi et al. 2024, em experimento com bactérias produtoras de AIA e micorriza arbuscular conduzido em casa de vegetação.

No presente estudo foi verificado o aumento na taxa de respiração basal do solo após a adição de inoculantes microbianos (Tabela 12). Resultado já esperado, uma vez que demonstra a respiração desses organismos no solo. Kim e Kang (2008) estabeleceram a relação entre elevadas taxas de CO₂ e menor atividade enzimática, efeito que pode ter se repetido no presente trabalho e que explicaria a diminuição na atividade da fosfatase alcalina.

De modo geral, a aplicação do biochar não influenciou significativamente a atividade da betaglicosidase. No entanto, a inoculação isolada de *N. cucumis* ou *B. cereus* resultou no aumento da atividade dessa enzima, um efeito que não foi observado na ausência do biocarvão (Tabela 12). Isso sugere uma possível interação positiva entre o biochar de lodo de esgoto e as bactérias testadas, especialmente considerando que a atividade da betaglicosidase foi maior na presença do biochar em plantas inoculadas com *N. cucumis*. Esses resultados contrastam com os encontrados por Foster; Fogle; Cotrufo (2018), que relataram uma redução na atividade da enzima na presença do biochar. Segundo esses autores, fatores como a área superficial e a distribuição do tamanho dos poros desempenham um papel fundamental nas interações entre o biochar e as enzimas do solo.

A aplicação de biochar parece ter impactado negativamente as taxas de colonização micorrízica (Tabela 12), uma vez que todos os tratamentos com FMA apresentaram maior colonização na ausência do biocarvão no substrato de cultivo. De acordo com Gunes et al. (2023), a aplicação de biochar reduziu o pH do solo, influenciando a densidade de glomerosporos. No entanto, no presente estudo, o biochar não demonstrou atuar como modulador do pH edáfico, já que a redução do pH foi observada em apenas um dos tratamentos testados, não ficando clara a razão de tal comportamento. De forma semelhante, Warnock et al. (2010) também verificaram efeitos negativos da aplicação de biochar em relação às micorrizas arbusculares.

A maior taxa de colonização nos substratos sem biochar resultou em maior produção de PSRG, na fração facilmente extraível, que apresentou valores superiores em relação aos tratamentos com biochar (Tabela 13). Além disso, observou-se que a co-inoculação com *B. cereus* e FMA promoveu maior colonização pelo fungo, até mesmo em comparação com o tratamento que recebeu apenas o inóculo micorrízico, sugerindo um efeito positivo de tal bactéria sobre o desenvolvimento da micorriza arbuscular.

Por ser rico em matéria orgânica (PAN et al., 2021), o biochar e sua incorporação ao substrato de cultivo das plantas aumentou os teores de carbono orgânico total (Tabela 9). Somente o inoculante a base de *B. cereus* + FMA foi eficiente em imobilizar maior quantidade de carbono em sua biomassa após a adição do biocarvão (Tabela 12), indicando

que as condições do solo estavam mais favoráveis ao crescimento e à atividade desses microrganismos, algo que pode ser observado também com o aumento da respiração basal do solo na presença desse mesmo inóculo após aplicação do biochar (Tabela 12), que evidencia a sinergia entre eles. Esse acréscimo também resultou em melhores índices para o q_{Mic} e q_{CO_2} , este último indicando que possivelmente não houve estresse ambiental afetando o desempenho da microbiota desse tratamento (SILVA et al. 2021). Esse resultado concorda com o obtido por Zhou et al. (2017), que verificaram redução no q_{CO_2} após aplicação de biochar produzido em altas temperaturas ($>500\text{ }^{\circ}\text{C}$).

No entanto, o q_M permaneceu inalterado, sugerindo que apesar do aumento da respiração microbiana, a eficiência em mineralizar o carbono orgânico não foi afetada significativamente pela adição do biochar. Esse material, apesar de ser uma fonte de carbono orgânico, costuma possuir uma fração recalcitrante que não é degradada facilmente pelos microrganismos do solo, limitando sua contribuição na mineralização do carbono (ZHANG; LU; JIN, 2024).

6. CONCLUSÕES

Os resultados obtidos demonstram que a co-inoculação entre *B. cereus* e FMA proporcionou benefícios significativos para o crescimento vegetal e a qualidade do solo, demonstrando um efeito positivo na absorção de nitrogênio, no aumento da biomassa vegetal e na atividade microbiana. No entanto, a disponibilidade e a absorção de fósforo não seguiram o mesmo padrão, possivelmente devido à menor atividade da fosfatase alcalina. A aplicação de biochar apresentou efeitos contrastantes, promovendo interações benéficas com as bactérias testadas, mas reduzindo a colonização micorrízica. Dessa forma, as hipóteses do trabalho foram parcialmente corroboradas.

Esses achados reforçam a importância de compreender as interações entre microrganismos benéficos e condicionadores de solo para otimização de estratégias sustentáveis no cultivo agrícola. Estudos futuros são necessários para aprofundar a compreensão dos mecanismos envolvidos nessas interações, bem como sua aplicação em diferentes condições agrícolas, como experimentos em campo e testes com outras espécies vegetais.

7. REFERÊNCIAS

- ALEWELL, C.; RINGEVAL, B.; BALLABIO, C.; ROBINSON, D. A.; PANAGOS, P.; BORRELLI, P. Global phosphorus shortage will be aggravated by soil erosion. **Nature Communications**, v. 11, n. 1, p. 1–12, 2020. DOI: 10.1038/s41467-020-18326-7.
- ALORI, E. T.; GLICK, B. R.; BABALOLA, O. O. Microbial phosphorus solubilization and its potential for use in sustainable agriculture. **Frontiers in Microbiology**, v. 8, p. 971, 2017. DOI: 10.3389/fmicb.2017.00971.
- AMY, C.; AVICE, J.; LAVAL, K.; BRESSAN, M. Are native phosphate-solubilizing bacteria a relevant alternative to mineral fertilizations for crops? Part II: PSB inoculation enables a halving of P input and improves the microbial community in the rapeseed rhizosphere. **Rhizosphere**, v. 21, 100480, 2022. DOI: 10.1016/j.rhisph.2022.100480
- ANDERSON, T.-H.; DOMSCH, K. H. Carbon assimilation and microbial activity in soil. **Zeitschrift Für Pflanzenernährung Und Bodenkunde**, v. 149, n. 4, p. 457–468, 1986. DOI: 10.1002/jpln.19861490409.
- AWASTHI, A.; SONI, S. K.; LAXMI; BAJPAI, A. Indole-3-acetic acid-producing *Pantoea* strain MTP 17 and *Glomus mosseae* synergistically improve the growth, yield, and bacoside content of *Bacopa monnieri*. **Discover Plants**, v. 1, n. 1, p. 14, 2024. DOI: 10.1007/s44372-024-00015-0
- BHANTANA, P.; RANA, M. S.; SUN, X. C.; CHENG, M.; MOUSSA, M. G.; SALEEM, M. H.; SYAIFUDIN, M.; SHAH, A.; POUDEL, A.; PUN, A. B.; BHAT, M. A.; MANDAL, D. L.; SHAH, S.; ZHIHAO, D.; TAN, Q.; HU, C. X. Arbuscular mycorrhizal fungi and its major role in plant growth, zinc nutrition, phosphorous regulation and phytoremediation. **Symbiosis**, v. 84, p. 19-37, 2021. DOI: 10.1007/s13199-021-00756-6
- BITTENCOURT, S.; AISSE, M. M.; SERRAT, B. M. Gestão do uso agrícola do lodo de esgoto: estudo de caso do estado do Paraná, Brasil. **Engenharia Sanitária e Ambiental**, v. 22, n. 6, p. 1129–1139, 2017. DOI: 10.1590/S1413-41522017156260.
- BONFANTE, P.; GENRE, A. Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. **Nature Communications**, v. 1, p. 48, 2010. DOI: 10.1038/ncomms1046

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, p. 248-254, 1976. DOI: 10.1006/abio.1976.9999

BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA. Resolução nº 498/2020, de 19 de agosto de 2020.

BRUNDRETT, M. C. Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. **Plant and Soil**, v. 320, p. 37-77, 2009. DOI: 10.1007/s11104-008-9877-9

BUZÓ, L. H. N. **Potencial biotecnológico de bactérias solubilizadoras de fosfato de planossolos e luvisolos do nordeste brasileiro**. 2021. 139 p. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2021.

CARVALHO NETA, S. J.; ARAÚJO, V. L. V. P.; FRACETTO, F. J. C.; SILVA, C. C. G.; SOUZA, E. R.; SILVA, W. R.; LUMINI, E.; FRACETTO, G. G. M. Growth-promoting bacteria and arbuscular mycorrhizal fungus enhance maize tolerance to saline stress. **Microbiological Research**, v. 284, 2024. DOI: 10.1016/j.micres.2024.127708

CORDEIRO, E. C. N.; RESENDE, J. T. V. D.; CÓRDOVA, K. R. V.; NASCIMENTO, D. A.; SAGGIN, O. J.; ZEIST, A. R.; FAVARO, R. Arbuscular mycorrhizal fungi action on the quality of strawberry fruits. **Horticultura Brasileira**, v. 37, n. 4, p. 437-444, 2019. DOI: 10.1590/S0102-053620190412

CUI, L.; GUO, F.; ZHANG, J.; YANG, S.; MENG, J.; GENG, Y.; LI, X.; WAN, S. Synergy of arbuscular mycorrhizal symbiosis and exogenous Ca²⁺ benefits peanut (*Arachis hypogaea* L.) growth through the shared hormone and flavonoid pathway. **Scientific Reports**, v. 9, p. 16281, 2019. DOI: 10.1038/s41598-019-52630-7

DAI, M.; ZHAO, Y.; CHAI, F.; CHEN, M.; CHEN, N.; CHEN, Y.; CHENG, D.; GAN, J.; GUAN, D.; HONG, Y.; HUANG, J.; LEE, Y.; LEUNG, K. M. Y.; LIM, P. E.; LIN, S.; LIN, X.; LIU, X.; LIU, Z.; LUO, Y. W.; MENG, F.; SANGMANEE, C.; SHEN, Y.; UTHAIPAN, K.; WAN TALAAT, W. I. A.; WAN, X. S.; WANG, C.; WANG, D.; WANG, G.; WANG, S.; WANG, Y.; WANG, Y.; WANG, Z.; WANG, Z.; XU, Y.; YANG, J. T.; YANG, Y.; YASUHARA, M.; YU, D.; YU, J.; YU, L.; ZHANG, Z.; ZHANG, Z. Persistent eutrophication and hypoxia in the coastal ocean. **Cambridge Prisms: Coastal Futures**, v. 1, e19, 2023. DOI: 10.1017/cft.2023.7.

- DODD, J. C.; BODDINGTON, C. L.; RODRIGUEZ, A.; GONZALEZ-CHAVEZ, C.; MANSUR, I. Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) from different genera: form, function and detection. **Plant and Soil**, v. 226, p. 131-151, 2000. DOI: 10.1023/A:1026574828169
- DU, E.; CHEN, Y.; LI, Y.; LI, Y.; SUN, Z.; HAO, R.; GUI, F. Effects of *Septoglomus constrictum* and *Bacillus cereus* on the competitive growth of *Ageratina adenophora*. **Frontiers in Microbiology**, v. 14, p. 1131797, 2023. DOI: 10.3389/fmicb.2023.1131797
- DUEÑAS, J. F.; CAMENZIND, T.; ROY, J.; HEMPEL, S.; HOMEIER, J.; SUAREZ, J. P.; RILLIG, M. C. Moderate phosphorus additions consistently affect community composition of arbuscular mycorrhizal fungi in tropical montane forests in southern Ecuador. **New Phytologist**, v. 226, n. 2, p. 455-467, 2020. DOI: 10.1111/nph.16641
- EFTHYMIIOU, A.; JENSEN, B.; JAKOBSEN, I. The roles of mycorrhiza and *Penicillium* inoculants in phosphorus uptake by biochar-amended wheat. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 127, p. 168-177, 2018. DOI: 10.1016/j.soilbio.2018.09.018
- ETESAMI, H.; JEONG, B. R.; GLICK, B. R. Contribution of arbuscular mycorrhizal fungi, phosphate-solubilizing bacteria, and silicon to P uptake by plant. **Frontiers in Plant Science**, v. 12, p. 699618, 2021. DOI: 10.3389/fpls.2021.699618
- FAO. Standard operating procedure for soil respiration rate. Rome, 2023. 17 p.
- FOSTER, E. J.; FOGLE, E. J.; COTRUFO, M. F. Sorption to biochar impacts β -glucosidase and phosphatase enzyme activities. **Agriculture**, v. 8, n. 10, p. 158, 2018. DOI: 10.3390/agriculture8100158.
- FREITAS, N. O. de; SILVA, D. K. A. da; ESCOBAR, I. E. C.; SILVA, F. S. B. da; ASSIS, D. M. A. de; LINS-E-SILVA, A. C. B.; RODAL, M. J. N.; MAIA, L. C. Beyond the surface: microbiological and biochemical attributes as indicators of soil quality in Atlantic Forest ecosystem. **Catena**, v. 246, p. 108384, 2024. DOI: 10.1016/j.catena.2024.108384.
- GAO, X.; GUO, H.; ZHANG, Q.; GUO, H.; ZHANG, L.; ZHANG, C.; GOU, Z.; LIU, Y.; WEI, J.; CHEN, A.; CHU, Z.; ZENG, F. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) enhanced the growth, yield, fiber quality and phosphorus regulation in upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.). **Scientific Reports**, v. 10, p. 2084, 2020. DOI: 10.1038/s41598-020-59180-3

GARCIA, B.; ALVES, O.; RIJO, B.; LOURINHO, G.; NOBRE, C. Biochar: Production, applications, and market prospects in Portugal. **Environments**, v. 9, 95, 2022. DOI: 10.3390/environments9080095.

GARG, N.; PANDEY, R. Effectiveness of native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi on nutrient uptake and ion homeostasis in salt-stressed *Cajanus cajan* L. (Millsp.) genotypes. **Mycorrhiza**, v. 25, p. 165-180, 2015. DOI: 10.1007/s00572-014-0600-9

GAYAN, A.; BORAH, P.; NATH, D.; KATAKI, R. **Soil microbial diversity, soil health and agricultural sustainability**. In: Sustainable Agriculture and the Environment, p. 107-126, 2023. DOI: 10.1016/B978-0-323-90500-8.00006-3.

GHORCHIANI, M.; ETESAMI, H.; ALIKHANI, H. A. Improvement of growth and yield of maize under water stress by co-inoculating an arbuscular mycorrhizal fungus and a plant growth promoting rhizobacterium together with phosphate fertilizers. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 258, p. 59–70, 2018. DOI: 10.1016/j.agee.2018.02.016

GILLESPIE, A. W.; FARRELL, R. E.; WALLEY, F. L.; ROSS, A. R. S.; LEINWEBER, P.; ECKHARDT, K.-U.; REGIER, T. Z.; BLYTH, R. I. R. Glomalin-related soil protein contains non-mycorrhizal-related heat-stable proteins, lipids and humic materials. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 4, p. 766-777, 2011. DOI: 10.1016/j.soilbio.2010.12.010

GIOVANNETTI, M.; CITERNESI, A. S. Time-course of appressorium formation on host plants by arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycological Research**, v. 97, p. 1140-1142, 1993. DOI: 10.1016/S0953-7562(09)80517-0

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**, v. 84, p. 489-500, 1980. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1980.tb04556.x

GU, M.; CHEN, A.; DAI, X.; LIU, W.; XU, G. How does phosphate status influence the development of the arbuscular mycorrhizal symbiosis? **Plant Signaling & Behavior**, v. 6, n. 9, p. 1300-1304, 2011. DOI: 10.4161/psb.6.9.16365.

GUELF, D.; NUNES, A. P. P.; SARKIS, L. F.; OLIVEIRA, D. P. Innovative phosphate fertilizer technologies to improve phosphorus use efficiency in agriculture. **Sustainability**, v. 14, p. 14266, 2022. DOI: 10.3390/su142114266.

GUNES, H.; DEMIR, S.; ERDINC, C.; FURAN, M. A. Effects of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) and biochar on the growth of pepper (*Capsicum annuum* L.) under salt stress.

Gesunde Pflanzen, v. 75, n. 6, p. 2669-2681, 2023. DOI: 10.1007/s10343-023-01547-w.

GUO, X.; LIANG, S.; ZOU, Z.; XU, X.; YANG, F.; QUAN, J.; YANG, J. Enhanced phosphorus bioavailability of biochar derived from sewage sludge co-pyrolyzed with K, Ca-rich biomass ash. **Water Research**, v. 271, p. 122901, 2025. DOI: 10.1016/j.watres.2024.122901.

HOAGLAND, D.R.; ARNON, D.I. The water-culture method for growing plants without soil. California agricultural experiment station, v. 347, 2 ed. 1950. 32 p.

IPPOLITO, J. A.; CUI, L.; KAMMANN, C.; WRAGE-MÖNNIG, N.; ESTAVILLO, J. M.; FUERTES-MENDIZABAL, T.; CAYUELA, M. L.; SIGUA, G.; NOVAK, J.; SPOKAS, K.; BORCHARD, N. Feedstock choice, pyrolysis temperature and type influence biochar characteristics: a comprehensive meta-data analysis review. **Biochar**, v. 2, p. 421–438, 2020. DOI: 10.1007/s42773-020-00067-x.

IRVING, T. B.; ALPTEKIN, B.; KLEVEN, B.; ANÉ, J. M. A critical review of 25 years of glomalin research: a better mechanical understanding and robust quantification techniques are required. **New Phytologist**, v. 232, n. 4, p. 1572-1581, 2021. DOI: 10.1111/nph.17713

ISLAM, M.; SIDDIQUE, K. H. M.; PADHYE, L. P.; PANG, J.; SOLAIMAN, Z. M.; HOU, D.; SRINIVASARAO, C.; ZHANG, T.; CHANDANA, P.; VENU, N.; PRASAD, J. V. N. S.; SRINIVAS, T.; SINGH, R.; KIRKHAM, M. B.; BOLAN, N. A critical review of soil phosphorus dynamics and biogeochemical processes for unlocking soil phosphorus reserves. **Advances in Agronomy**, v. 185, p. 153-249, 2024. DOI: 10.1016/bs.agron.2024.02.004

JANGANDI, S.; NEGALUR, C. B.; NARAYAN, M.; LAKSHMAN, H. C. Effect of phosphate solubilizing bacteria and arbuscular mycorrhizal fungi with and without rock phosphate on four forest tree seedlings. **International Journal of Bioassays**, v. 6, p. 5204–5207, 2016. DOI: 10.21746/ijbio.2017.01.003

JANOWSKI, D.; LESKI, T. Methods for identifying and measuring the diversity of ectomycorrhizal fungi. **Forestry: An International Journal of Forest Research**, v. 96, n. 5, p. 639-652, 2023. DOI: 10.1093/forestry/cpad017

JAYSHREE, C.; UMESHA, C. Effect of biofertilizers and phosphorus on growth parameters and yield of Cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) in sandy loam soil of Prayagraj.

Environment Conservation Journal, v. 22, n. 12, p. 137-141, 2021. DOI:

10.36953/ECJ.2021.221218

KAUR, S.; SUSEELA, V. Unraveling arbuscular mycorrhiza-induced changes in plant primary and secondary metabolome. **Metabolites**, v. 10, n. 8, p. 335, 2020. DOI:

10.3390/metabo10080335

KIM, S. Y.; KANG, H. Effects of elevated CO₂ on below-ground processes in temperate marsh microcosms. **Hydrobiologia**, v. 605, p. 123–130, 2008. DOI: 10.1007/s10750-008-9325-0.

LAMBERS, H. Phosphorus Acquisition and Utilization in Plants. **Annual Review of Plant Biology**, v. 73, p. 17-42, 2022. DOI: 10.1146/annurev-arplant-102720-125738

LI, Y.; LI, Q.; GUAN, G.; CHEN, S. Phosphate solubilizing bacteria stimulate wheat rhizosphere and endosphere biological nitrogen fixation by improving phosphorus content.

PeerJ, v. 8, e9062, 2020. DOI: 10.7717/peerj.9062

LIU, L.; ZHENG, X.; WEI, X.; KAI, Z.; XU, Y. Excessive application of chemical fertilizer and organophosphorus pesticides induced total phosphorus loss from planting causing surface water eutrophication. **Scientific Reports**, v. 11, 23015, 2021. DOI: 10.1038/s41598-021-02521-7.

LIU, M.; LIU, X.; CHENG, B.-S.; MA, X.-L.; LYU, X.-T.; ZHAO, X.-F.; JU, Y.-L.; MIN, Z.; FANG, Y.-L. Selection and evaluation of phosphate-solubilizing bacteria from grapevine rhizospheres for use as biofertilizers. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 14, n. 4, e1106, 2017. DOI: 10.5424/sjar/2016144-9714

MAHANTA, D.; RAI, R.; DHAR, S.; VARGHESE, E.; RAJA, A.; PURAKAYASTHA, T. Modification of root properties with phosphate solubilizing bacteria and arbuscular mycorrhiza to reduce rock phosphate application in soybean-wheat cropping system.

Ecological Engineering, v. 111, p. 31-43, 2018. DOI: 10.1016/j.ecoleng.2017.11.008

MATOS, P. S.; SILVA, C. F.; DAMIAN, J. M.; CERRI, C. E. P.; PEREIRA, M. G.; ZONTA, E. Beneficial services of Glomalin and Arbuscular Mycorrhizal fungi in degraded soils in Brazil. **Scientia Agricola**, v. 79, n. 5, p. e20210064, 2022. DOI: 10.1590/1678-992X-2021-0064

MENDONÇA, E. S.; MATOS, E. S. Carbono Orgânico Total do Solo. In: **Matéria Orgânica do Solo: Métodos De Análises**. Viçosa: UFV, 2005.

MITRA, D.; RAD, K. V.; CHAUDHARY, P.; RUPARELIA, J.; SAGARIKA, M. S.; BOUTAJ, H.; MOHAPATRA, P. K. D.; PANNEERSELVAM, P. Involvement of strigolactone hormone in root development, influence and interaction with mycorrhizal fungi in plant: Mini-review. **Current Research in Microbial Sciences**, v. 2, 100026, 2021. DOI: 10.1016/j.crmicr.2021.100026.

MIYAZAWA, M.; PAVAN, M. A.; MURAOKA, T.; CARMO, C. A. F. S.; MELO, W. J. Análise química de tecido vegetal. In: Silva, F. C. (2ª Ed.). **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 200-204, 208, 217-218.

MUNIZ, B. C.; FALCÃO, E. L.; PAULA MONTEIRO, R.; SANTOS, E. L.; BASTOS FILHO, C. J. A.; SILVA, F. S. B. *Acaulospora longula* Spain & NC Schenck: A low-cost bioinsumption to optimize phenolics and saponins production in *Passiflora alata* Curtis. **Industrial Crops and Products**, v. 167, p. 113498, 2021. DOI: 10.1016/j.indcrop.2021.113498

ÖLINGER, R.; BECK, T.; HEILMANN, B.; BEESE, F. **Soil respiration**. In: SCHINNER, F.; ÖHLINGER, R.; KANDELER, E.; MARGESIN, R. (eds) *Methods in Soil Biology*. Springer, Berlin, Heidelberg, 1996. DOI: 10.1007/978-3-642-60966-4_6.

PAN, X.; GU, Z.; CHEN, W.; LI, Q. Preparation of biochar and biochar composites and their application in a Fenton-like process for wastewater decontamination: A review. **Science of The Total Environment**, v. 754, 142104, 2021. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.142104. Epub 2020 Sep 3. PMID: 33254921.

PANG, F.; LI, Q.; SOLANKI, M. K.; WANG, Z.; XING, Y. X.; DONG, D. F. Soil phosphorus transformation and plant uptake driven by phosphate-solubilizing microorganisms. **Frontiers in Microbiology**, v. 15, p. 1383813, 2024. DOI: 10.3389/fmicb.2024.1383813.

PINZARI, F.; TRINCHERA, A.; BENEDETTI, A.; SEQUI, P. Use of biochemical indices in the mediterranean environment: comparison among soils under different forest vegetation. **Journal of Microbiological Methods**, v. 36, n. 1-2, p. 21–28, 1999. DOI: 10.1016/s0167-7012(99)00007-x.

PUGA, A. P.; PIRES, A. M. M.; BETTIOL, W.; ANDRADE, C. A. de. Uso de lodo de esgoto na agricultura. In: BETTIOL, W.; SILVA, C. A.; CERRI, C. E. P.; MARTIN NETO, L.; ANDRADE, C. A. de (Ed.). **Entendendo a matéria orgânica do solo em ambientes tropical e subtropical**. Brasília, DF: Embrapa, 2023.

REZENDE, F. A. de; MAIA, C. M. B. de F.; SANTOS, V. A. H. F. dos; BARROS, D. L. de. Biocarvão: multifuncionalidade no gerenciamento e reutilização de co-produtos agroindustriais. In: FARIAS NETO, A. L. de; NASCIMENTO, A. F. do; ROSSONI, A. L.; MAGALHÃES, C. A. de S.; ITUASSU, D. R.; HOOGERHEIDE, E. S. S.; IKEDA, F. S.; FERNANDES JUNIOR, F.; FARIA, G. R.; ISERNHAGEN, I.; VENDRUSCULO, L. G.; MORALES, M. M.; CARNEVALLI, R. A. (Ed.). **Embrapa Agrossilvipastoril: primeiras contribuições para o desenvolvimento de uma agropecuária sustentável**. Brasília, DF: Embrapa, 2019. p. 95-103.

RILLIG, M. C.; RAMSEY, P. W.; MORRIS, S.; PAUL, E. A. Glomalin, an arbuscular-mycorrhizal fungal soil protein, responds to land-use change. **Plant and Soil**, v. 253, p. 293-299, 2003. DOI: 10.1023/A:1024807820579

RILLIG, M. C.; WRIGHT, S. F.; NICHOLS, K. A.; SCHMIDT, W. F.; TORN, M. S. Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. **Plant and Soil**, v. 233, p. 167–177, 2001. DOI: 10.1023/A:1010364221169.

RITER NETTO, A. F.; FREITAS, M. S. M.; MARTINS, M. A.; CARVALHO, A. J. C.; VITORAZI FILHO, J. A. Efeito de fungos micorrízicos arbusculares na bioprodução de fenóis totais e no crescimento de *Passiflora alata* Curtis. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 16, p. 1-9, 2014. DOI: 10.1590/S1516-05722014000100001

SARMIENTO-LOPEZ, L. G.; LOPEZ-MEYER, M.; SEPULVEDA-JIMENEZ, G.; CÁRDENAS, L.; RODRIGUEZ-MONROY, M. Photosynthetic performance and stevioside concentration are improved by the arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Stevia rebaudiana* under different phosphate concentrations. **PeerJ**, v. 8, p. e10173, 2020. DOI: 10.7717/peerj.10173

SCHMIDT, H. P.; KAMMANN, C.; HAGEMANN, N.; LEIFELD, J.; BUCHELI, T. D.; SÁNCHEZ MONEDERO, M. A.; CAYUELA, M. L. Biochar in agriculture – A systematic review of 26 global meta-analyses. **GCB Bioenergy**, v. 13, n. 11, p. 1708-1730, 2021.

SHARMA, S. B.; SAYYED, R. Z.; TRIVEDI, M. H.; GOBI, T. A. Phosphate solubilizing microbes: sustainable approach for managing phosphorus deficiency in agricultural soils.

SpringerPlus, v. 2, p. 587, 2013. DOI: 10.1186/2193-1801-2-587

SHAW, A. N.; CLEVELAND, C. C. The effects of temperature on soil phosphorus availability and phosphatase enzyme activities: a cross-ecosystem study from the tropics to the Arctic. **Biogeochemistry**, v. 151, p. 113-125, 2020. DOI: 10.1007/s10533-020-00710-6

SILVA, C. C. G. **Abundância e estrutura genética e bioquímica das comunidades microbianas em solo arenoso cultivado com feijão e milho sob aplicação de biochars oriundos do café**. 2019. 109 p. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2019.

SILVA, G. H. M. C.; SILVA, W. R.; XIMENES, D. H. de S. V.; VIEIRA, C. B.; SOUZA, E. R. de; NASCIMENTO, C. W. A. do; ALMEIDA JUNIOR, A. B. de; BIONDI, C. M. Assessing the effects of biochar, sewage sludge, and mineral fertilization on soil characteristics and maize yield. **Bragantia**, v. 83, p. e20230243, 2024. DOI: 10.1590/1678-4499.20230243.

SILVA, M. de O.; SANTOS, M. P. dos; SOUSA, A. C. da P.; SILVA, R. L. V. da; MOURA, I. A. A. de; SILVA, R. S. da; COSTA, K. D. da S. Qualidade do solo: indicadores biológicos para um manejo sustentável / Soil quality: biological indicators for sustainable management. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 1, p. 6853–6875, 2021. DOI: 10.34117/bjdv7n1-463.

SILVA, W. R. Da. **Uso agrícola de lodo do tratamento de resíduos industriais e sanitários: impactos agronômicos na cultura do milho e nos indicadores microbiológicos de qualidade de solo**. Recife, 2020. Tese de doutorado.

SINGH, H.; NORTHUP, B. K.; RICE, C. W.; PRASAD, P. V. V. Biochar applications influence soil physical and chemical properties, microbial diversity, and crop productivity: a meta-analysis. **Biochar**, v. 4, 8, 2022. DOI: 10.1007/s42773-022-00138-1.

SOUZA JÚNIOR, R. F. de; OLIVEIRA, F. H. T. de; SANTOS, H. C.; FREIRE, F. J.; ARRUDA, J. A. de. Frações de fósforo inorgânico do solo e suas correlações com o fósforo quantificado por extratores e pelo milho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, n. 1, p. 159–170, 2012. DOI: 10.1590/S0100-06832012000100017.

- STUTTER, M. I.; SHAND, C. A.; GEORGE, T. S.; BLACKWELL, M. S. A.; DIXON, L.; BOL, R.; MACKAY, R. L.; RICHARDSON, A. E.; CONDRON, L. M.; HAYGARTH, P. M. Land use and soil factors affecting accumulation of phosphorus species in temperate soils. **Geoderma**, v. 257, p. 29-39, 2015. DOI: 10.1016/j.geoderma.2015.03.020
- TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, S.; BOTTOMLEY, P.; BEZDICEK, D.; TABATABAI, A.; WOLLUM, A. (Ed.). **Methods of Soil Analysis: Part 2. Microbiological and Biochemical Properties**. Madison, WI: SSSA, 1994. p. 778-833.
- TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Use of p-nitrofenol phosphatase for assay of soil phosphatase activity. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 1, p. 301-307, 1969.
- TARAFDAR, J. C.; JUNGK, A. Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation to the depletion of soil organic phosphorus. **Biology and Fertility of Soils**, v. 3, p. 199-204, 1987. DOI: 10.1007/BF00262344.
- TAYLOR, T. N.; REMY, W.; HASS, H.; KERP, H. Fossil arbuscular mycorrhizae from the Early Devonian. **Mycologia**, v. 87, n. 4, p. 560-573, 1995. DOI: 10.1080/00275514.1995.12026569
- TEIXEIRA, P. C.; CAMPOS, D. V. B.; SALDANHA, M. F. C. pH do solo. In: TEIXEIRA, P. C.; DONAGEMMA, G. K.; FONTANA, A.; TEIXEIRA, W. G. (Ed.). **Manual de métodos de análise de solo**. 2017. p. 199-202.
- TIMOFEEVA, A.; GALYAMOVA, M.; SEDYKH, S. Prospects for using phosphate-solubilizing microorganisms as natural fertilizers in agriculture. **Plants**, v. 11, p. 2119, 2022. DOI: 10.3390/plants11162119.
- TODESCHINI, V.; ANASTASIA, F.; MASSA, N.; MARSANO, F.; CESARO, P.; BONA, E.; GAMALERO, E.; ODDI, L.; LINGUA, G. Impact of phosphatic nutrition on growth parameters and artemisinin production in *Artemisia annua* plants inoculated or not with *Funneliformis mosseae*. **Life**, v. 12, n. 4, p. 497, 2022. DOI: 10.3390/life12040497
- TORO, M.; AZCON, R.; BAREA, J. Improvement of arbuscular mycorrhiza development by inoculation of soil with phosphate-solubilizing rhizobacteria to improve rock phosphate bioavailability ((sup32)P) and nutrient cycling. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 63, p. 4408-4412, 1997. DOI: 10.1128/aem.63.11.4408-4412

VELÁSQUEZ, A.; VALENZUELA, M.; CARVAJAL, M.; FIASCHI, G.; AVIO, L.; GIOVANNETTI, M.; D'ONOFRIO, C.; SEEGER, M. The arbuscular mycorrhizal fungus *Funneliformis mosseae* induces changes and increases the concentration of volatile organic compounds in *Vitis vinifera* cv. Sangiovese leaf tissue. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 155, p. 437-443, 2020. DOI: 10.1016/j.plaphy.2020.06.048

VIERHEILIG, H.; COUGHLAN, A. P.; WYSS, U.; PICHE, Y. Ink and vinegar, a simple staining technique for arbuscular-mycorrhizal fungi. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 64, p. 5004-5007. DOI: 10.1128/AEM.64.12.5004-5007.1998

VITHANAGE, M.; MAYAKADUWAGE, S. S.; GUNARATHNE, V.; RAJAPAKSHA, A. U.; AHMAD, M.; ABDULJABBAR, A.; USMAN, A.; AL-WABEL, M. I.; IPPOLITO, J. A.; OK, Y. S. Animal carcass burial management: implications for sustainable biochar use. **Applied Biological Chemistry**, v. 64, p. 91, 2021. DOI: 10.1186/s13765-021-00652-z.

WANG, Y.; WANG, M.; LI, Y.; WU, A.; HUANG, J. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nitrogen uptake of *Chrysanthemum morifolium* under salt stress. **PLOS One**, v. 13, n. 4, e0196408, 2018. DOI: 10.1371/journal.pone.0196408.

WANG, Z.; LIAN, J.; LIANG, J.; WEI, H.; CHEN, H.; HU, W.; TANG, M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis modulates nitrogen uptake and assimilation to enhance drought tolerance of *Populus cathayana*. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 210, p. 108648, 2024. DOI: 10.1016/j.plaphy.2024.03.004.

WANG, Z.; ZHANG, H.; LIU, L.; LI, S.; XIE, J.; XUE, X.; JIANG, Y. Screening of phosphate-solubilizing bacteria and their abilities of phosphorus solubilization and wheat growth promotion. **BMC Microbiology**, v. 22, p. 296, 2022. DOI: 10.1186/s12866-022-02715-7.

WARNOCK, D. D.; MUMMEY, D. L.; MCBRIDE, B.; MAJOR, J.; LEHMANN, J.; RILLIG, M. C. Influences of non-herbaceous biochar on arbuscular mycorrhizal fungal abundances in roots and soils: results from growth-chamber and field experiments. **Applied Soil Ecology**, v. 46, n. 3, p. 450-456, 2010. DOI: 10.1016/j.apsoil.2010.09.005.

WIJAYAWARDENE, N. N.; HYDE, K. D.; MIKHAILOV, K. V.; PÉTER, G.; APTROOT, A.; PIRES-ZOTTARELLI, C. L. A.; GOTO, B. T.; TOKAREV, Y. S.; HAELEWATERS, D.; KARUNARATHNA, S. C.; KIRK, P. M.; SANTIAGO, A. L. C. M. de A.; SAXENA, R. K.; SCHOUTTETEN, N.; WIMALASENA, M. K.; ALEOSHIN, V. V.; AL-HATMI, A. M. S.; ARIYAWANSA, K. G. S. U.; ASSUNÇÃO, A. R.; BAMUNUARACHCHIGE, T. C.; BARAL, H.-O.; BHAT, D. J.; BLASZKOWSKI, J.; BOEKHOUT, T.; BOONYUEN, N.; BRYSCH-HERZBERG, M.; CAO, B.; CAZABONNE, J.; CHEN, X.-M.; COLEINE, C.; DAI, D.-Q.; DANIEL, H.-M.; DA SILVA, S. B. G.; DE SOUZA, F. A.; DOLATABADI, S.; DUBEY, M. K.; DUTTA, A. K.; EDIRIWEERA, A.; EGIDI, E.; ELSHAHED, M. S.; FAN, X.; FELIX, J. R. B.; GALAPPATHTHI, M. C. A.; GROENEWALD, M.; HAN, L.-S.; HUANG, B.; H. Classes and phyla of the kingdom Fungi. **Fungal Diversity**, v. 128, p. 1-165, 2024. DOI: 10.1007/s13225-024-00540-z

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant and Soil**, v. 198, p. 97-107, 1998. DOI: 10.1023/A:1004347701584

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Science**, v. 161, n. 9, p. 575-586, 1996. DOI: 10.1097/00010694-199609000-00003

XUE, J.; GUO, L.; LI, L.; ZHANG, Z.; HUANG, M.; CAI, J.; ZHOU, Q. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on uptake, partitioning and use efficiency of nitrogen in wheat. **Field Crops Research**, v. 306, 109244, 2024. DOI: 10.1016/j.fcr.2023.109244.

YADAV, R.; ROR, P.; RATHORE, P.; KUMAR, S.; RAMAKRISHNA, W. *Bacillus subtilis* CP4, isolated from native soil in combination with arbuscular mycorrhizal fungi promotes biofortification, yield and metabolite production in wheat under field conditions. **Journal of Applied Microbiology**, v. 131, n. 1, p. 339-359, 2021. DOI: 10.1111/jam.14951

YEOMANS, J. C.; BREMNER, J. M. A rapid and precise method for routine determination of organic carbon in soil. **Communication in Soil Science and Plant Analyses**, v. 19, p. 1467-1476, 1988. DOI: 10.1080/00103628809368027.

ZAYED, O.; HEWEDY, O. A.; ABDELMOTELEB, A.; ALI, M.; YOUSSEF, M. S.; ROUMIA, A. F.; SEYMOUR, D.; YUAN, Z.-C. Nitrogen Journey in Plants: From Uptake to Metabolism, Stress Response, and Microbe Interaction. **Biomolecules**, v. 13, p. 1443, 2023. DOI: 10.3390/biom13101443.

ZHANG, F.; LU, W.; JIN, F. Chemical recalcitrance rather than soil microbial community determined short-term biochar stability in a poplar plantation soil. **Forests**, v. 15, n. 4, 622, 2024. DOI: 10.3390/f15040622.

ZHOU, H.; ZHANG, D.; WANG, P.; LIU, X.; CHENG, K.; LI, L.; PAN, G. Changes in microbial biomass and the metabolic quotient with biochar addition to agricultural soils: A meta-analysis. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 239, p. 80–89, 2017. DOI: 10.1016/j.agee.2017.01.006.

ZHU, X.; LABIANCA, C.; HE, M.; LUO, Z.; WU, C.; YOU, S.; TSANG, D. C. Life-cycle assessment of pyrolysis processes for sustainable production of biochar from agro-residues. **Bioresource Technology**, v. 360, p. 127601, 2022. DOI: 10.1016/j.biortech.2022.127601

ZHU, X.; SONG, F.; LIU, S.; LIU, F. Arbuscular mycorrhiza improve growth, nitrogen uptake, and nitrogen use efficiency in wheat grown under elevated CO₂. **Mycorrhiza**, v. 26, n. 2, p. 133-140, 2016. DOI: 10.1007/s00572-016-0734-1.