

INÁCIO GONÇALVES DE SOUZA

**MICROBIOTA SOLUBILIZADORA DE FOSFATO EM SOLO DE CAFEZAL
AGROFLORESTAL CULTIVADO SOB OS PRINCÍPIOS DA AGRICULTURA
NATURAL**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

Orientadora: Irene Maria Cardoso

Coorientador: Maurício Dutra Costa

**VIÇOSA - MINAS GERAIS
2023**

**Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Campus Viçosa**

T

S729m
2023

Souza, Inácio Gonçalves, 1995-
Microbiota solubilizadora de fosfato em solo de cafezal
agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura natural /
Inácio Gonçalves Souza. – Viçosa, MG, 2023.
1 dissertação eletrônica (94 f.): il. (algumas color.).

Orientador: Irene Maria Cardoso.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa,
Departamento de Solos, 2023.

Inclui bibliografia.

DOI: <https://doi.org/10.47328/ufvbbt.2023.409>

Modo de acesso: World Wide Web.

1. Solos - Manejo. 2. Ecossistemas - Manejo.
3. Agrossilvicultura. 4. Agricultura orgânica. 5. Solos - Teor de
fósforo. 6. Química do solo. I. Cardoso, Irene Maria, 1959-.
II. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Solos.
Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas.
III. Título.

CDD 22. ed. 631.4


INÁCIO GONÇALVES DE SOUZA

**MICROBIOTA SOLUBILIZADORA DE FOSFATO EM SOLO DE CAFEZAL
AGROFLORESTAL CULTIVADO SOB OS PRINCÍPIOS DA AGRICULTURA
NATURAL**


Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 03 de abril de 2023

Assentimento:

Documento assinado digitalmente
 INACIO GONCALVES DE SOUZA
Data: 30/06/2023 15:47:34-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Inácio Gonçalves de Souza
Autor

Documento assinado digitalmente
 IRENE MARIA CARDOSO
Data: 30/06/2023 17:25:58-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Irene Maria Cardoso
Orientador

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, pela bênção da vida e pela oportunidade de aprendizado e evolução. À minha família, meu porto seguro e fonte de incentivo em todos os momentos. Um agradecimento especial aos meus pais, Guilherme e Marcela, pelo apoio incondicional, sem vocês eu não teria chegado até aqui. À Luiza, minha esposa e companheira de vida, que abraçou o sonho do mestrado comigo e me ajudou a torná-lo realidade. Ao meu filho João, que me motiva e inspira a ser, a cada dia, uma pessoa melhor. À professora Irene Maria Cardoso, pela orientação, pela amizade e pelos ensinamentos valiosos e transformadores. Ao professor Maurício Dutra Costa, meu coorientador, por me acolher de forma tão fraterna no Laboratório de Ecologia Microbiana e pelo inestimável conhecimento compartilhado.

Aos colegas do Laboratório de Ecologia Microbiana do Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária (BIOAGRO), por todo apoio nos momentos de incertezas, pelo suporte em experimentos intermináveis, pelas conversas, pelas risadas, pela amizade. Gustavo, Shirley, Jaqueline, Lara, Ariane, Victor Hugo e Helbert, pessoas especiais que marcaram minha vida e deixam, sem dúvidas, saudades imensas.

Aos colegas do Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas, em especial à Emmeline e Naiara, por todo auxílio na concepção desse projeto e pela companhia em campo, e ao Bernardo, pelo auxílio nas análises de fósforo. Aos agricultores Edmar e Pedro Lucas, por possibilitarem o desenvolvimento da pesquisa em sua propriedade e pelo trabalho inspirador que desenvolvem, fonte de grande contribuição à pesquisa.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos e à Universidade Federal de Viçosa, pela oportunidade de realizar a pós-graduação, em especial aos Departamentos de Solos e Microbiologia.

RESUMO

SOUZA, Inácio Gonçalves de, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, abril de 2023. **Microbiota solubilizadora de fosfato em solo de cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura natural.** Orientadora: Irene Maria Cardoso. Coorientador: Maurício Dutra Costa.

Os sistemas agroflorestais (SAFs) manejados sob os princípios da agricultura natural, possuem alta diversidade de plantas e não utilizarem agrotóxicos e adubos químicos ou orgânicos. Assim os SAFs favorecerem os organismos do solo, agentes importantes na disponibilização de fósforo (P) em solos tropicais. Objetivou-se analisar modificações na dinâmica do P provocadas pela microbiota do solo de um cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura. Especificamente, objetivou-se caracterizar quimicamente o solo; identificar e analisar os pools de P; avaliar o potencial de solubilização de P dos microrganismos do solo; quantificar os fungos e bactérias totais e solubilizadores de P presentes no solo; e quantificar a atividade de fosfatases no solo. Realizou-se revisão bibliográfica sobre fósforo, agroecologia e agricultura natural e analisou-se solos de uma mata nativa e de cafezais localizados em Araponga, Minas Gerais, sob diferentes manejos: SAF manejado sob os princípios da agricultura natural, SAF com adubação orgânica e cafezal a pleno sol com manejo convencional (uso de adubos químicos e agrotóxicos). Os solos das áreas estudadas foram amostrados à profundidade de 0-5 cm. Determinou-se o pH em H₂O, a acidez potencial, os teores de K, Ca, Mg, Al e P, a capacidade de troca catiônica total e efetiva, a saturação por bases e por alumínio e a matéria orgânica. O fracionamento de P foi feito, obtendo-se P solúvel, P lábil, P inorgânico e P orgânico moderadamente lábeis, P extraído com HCl, P ocluso e P total. Analisou-se o potencial de solubilização de P através da incubação de solo com fosfato natural; a quantificação dos fungos e bactérias totais e solubilizadores de fosfato a partir da incubação de placas com solo; e as fosfatases ácidas e alcalinas, feita a partir da quantificação de p-nitrofenol liberado pela atividade de fosfatases. Os dados foram submetidos à Análise de Variância e comparados por teste Tukey a 10%. Os resultados indicam que o SAF orgânico apresentou os maiores valores de P em formas lábeis e moderadamente lábeis, maior P total, menor P ocluso, o segundo maior potencial de solubilização de fosfato e a maior porcentagem de bactérias

solubilizadoras. A mata e o SAF orgânico apresentaram o maior teor de matéria orgânica, mas a mata apresentou baixos teores de nutrientes disponíveis, baixo pH e acidez potencial elevada, além de maior potencial de solubilização de fosfato e maior porcentagem de fungos solubilizadores. SAF natural apresentou atributos químicos do solo similares ao sistema convencional, com exceção da porcentagem de saturação por bases, que foi superior; menor potencial de solubilização de fosfato; baixo teor de P e maior atividade de fosfatases ácidas e alcalinas, indicando a importância do P orgânico para as plantas nessa área. A adubação com esterco animal, o aporte de materiais de podas e o consórcio com árvores podem ter contribuído para os bons indicadores químicos de qualidade do solo avaliados em SAF orgânico. O aporte constante de materiais lábeis e pouco lábeis no SAF natural resultou em maior atividade de fosfatases e em condições de solo similares ou superiores ao convencional à pleno sol. Embora o SAF natural apresente baixos teores de P, as plantas de café não apresentaram sintomas de deficiência nutricional e são produtivas, o que sugere que os microrganismos do solo funcionaram como "by-pass" e podem ter fornecido o P diretamente para as plantas e que as plantas ciclaram o P de camadas mais profundas do solo, deixando-o disponível nas camadas superficiais na forma de P orgânico, não quantificável pelo método Mehlich-1. Portanto o manejo de cafezais em sistema agroflorestal com adubação orgânica ou natural favoreceram a fertilidade do solo. O aporte de adubação orgânica de origem animal (SAF orgânico) favoreceu a disponibilidade de fósforo, os microrganismos solubilizadores de fosfato, em especial as bactérias, e o potencial de solubilização de fosfato pela microbiota do solo, enquanto o aporte de resíduos vegetais no SAF natural favoreceu a ação das fosfatases ácidas e alcalinas e possibilitou solos de qualidade semelhantes ou melhores do que os solos manejados com insumos químicos. Assim, com o sistema de produção de café natural, além dos benefícios ambientais, o agricultor tem menos custos com insumos externos e maior valor agregado no café, que é reconhecido pela alta qualidade.

Palavras-chave: Manejo agroecológico. Sistemas agroflorestais. Fracionamento de fósforo. Agricultura orgânica. Microbiota solubilizadora de fosfato. Atividade de fosfatases.

ABSTRACT

SOUZA, Inácio Gonçalves de, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, April, 2023. **Phosphate solubilizing microbiota in agroforestry coffee plantation soil cultivated under the principles of natural agriculture.** Adviser: Irene Maria Cardoso. Co-adviser: Maurício Dutra Costa.

Agroforestry systems (AFS) managed under the principles of natural agriculture have high diversity of species, do not use of pesticides and chemical or organic fertilizers. Thus, AFS favor soil organisms, important agents in the availability of phosphorus (P) in tropical soils. This research aimed to analyze changes in the dynamics of P caused by the soil microbiota of agroforestry coffee system cultivated under the principles of agriculture. Specifically, the aim was to chemically characterize the soil; identify and analyze P pools; evaluate the P solubilization potential of soil microorganisms; quantify the total fungi and bacteria and P solubilizers present in the soil; and to quantify the activity of phosphatase in the soil. A literature review was carried out on phosphorus, agroecology and natural agriculture and we analyzed soils of a native forest and coffee systems located in Araponga, Minas Gerais, under different managements: AFS managed under the principles of natural agriculture, AFS with organic fertilization and coffee system in full sun with conventional management (use of chemical fertilizers and pesticides). The soils of the studied areas were sampled at a depth of 0-5 cm. In the chemical characterization, pH in H₂O, potential acidity, K, Ca, Mg, Al and P contents, total and effective cation exchange capacity, saturation by bases and by aluminum and organic matter were determined. P fractionation was performed, obtaining soluble P, labile P, inorganic P and moderately labile organic P, P extracted with HCl, occluded P and total P. The P solubilization potential was analyzed by incubating the soil with natural phosphate; the quantification of total fungi and bacteria and phosphate solubilizers from the incubation of plates with soil; and acid and alkaline phosphatases, based on the quantification of p-nitrophenol released by phosphatase activity. Data were submitted to Analysis of Variance and compared by Tukey test at 10%. The results indicate that organic AFS had the highest P values in labile and moderately labile forms, the highest total P, the lowest occluded P, the second highest phosphate solubilization potential and the highest percentage of solubilizing bacteria. The forest and the organic AFS had the highest organic matter content, but the forest had low levels of available nutrients, low pH and high potential acidity, in addition to a

greater potential for phosphate solubilization and a higher percentage of solubilizing fungi. Natural AFS showed soil chemical attributes similar to the conventional system, with the exception of base saturation content, which was higher; lower phosphate solubilization potential; low P content and higher activity of acid and alkaline phosphatases, indicating the importance of organic P for the plants in this area. Fertilization with animal manure, input of pruning materials and intercropping with trees may have contributed to the good chemical indicators of soil quality evaluated in organic AFS. The constant input of labile and slightly labile materials in the natural AFS resulted in higher phosphatase activity and in soil conditions similar to or superior to the conventional system in full sun. Although the natural AFS presents low levels of P, the coffee plants did not show symptoms of nutritional deficiency and are productive, which suggests that the microorganisms in the soil worked as a "by-pass" and could have provided P directly to the plants and that plants cycle P from deeper soil layers, leaving it available in the form of organic P, not quantifiable by the Mehlich-1 method. Therefore, the management of coffee plantations in an agroforestry system with organic or natural fertilization favored soil fertility. The contribution of organic fertilizer of animal origin (organic AFS) favored the availability of phosphorus, phosphate solubilizing microorganisms, especially bacteria, and the potential for phosphate solubilization by the soil microbiota, while the contribution of vegetable residues in the natural AFS favored the action of acid and alkaline phosphatases and enabled soils with similar or better quality than soils managed with chemical inputs. Thus, with the natural coffee production system, in addition to the environmental benefits, the farmer has lower costs with external inputs and greater added value in coffee, which is recognized for its high quality.

Keywords: Agroecological management. Agroforestry systems. Organic agriculture. Phosphorus fractionation. Phosphate solubilizing microbiota. Phosphatase activity.

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	10
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	14
CAPÍTULO 1	18
Fósforo, agroecologia e agricultura	18
1. Fósforo nos solos tropicais: uma questão de segurança alimentar e ambiental 19	
2. Microrganismos solubilizadores de fosfato: chaves para acessar o P residual do solo	22
3. Sistemas agroflorestais e agricultura natural: alternativas sustentáveis de produção	25
4. A agroecologia na Zona da Mata de Minas Gerais	28
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	31
CAPÍTULO 2	45
Microbiota solubilizadora de fosfato em solo de cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura natural	45
RESUMO.....	45
ABSTRACT	47
1. INTRODUÇÃO.....	49
2. MATERIAL E MÉTODOS	51
2.1. Caracterização da área de estudo	51
2.2. Amostragem de solo	59
2.3. Caracterização química.....	60
2.4. Fracionamento de P	60
2.5. Potencial de solubilização de fosfato pelos microrganismos do solo	62
2.6. Quantificação de fungos e bactérias totais e solubilizadoras de fosfato	63
2.7. Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas	64
3. RESULTADOS	65
3.1. Caracterização química.....	65
3.2. Fracionamento de P	67
3.3. Potencial de solubilização de fosfato pelos microrganismos do solo	69
3.4. Quantificação de fungos e bactérias totais e solubilizadoras de fosfato	72
3.5. Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas	74
4. DISCUSSÃO	75
4.1. Caracterização química.....	75

4.2. Fracionamento de P	78
4.3. Potencial de solubilização de fosfato pelos microrganismos do solo	79
4.4. Quantificação de fungos e bactérias totais e solubilizadoras de fosfato	81
4.5. Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas	82
5. CONCLUSÕES	83

INTRODUÇÃO GERAL

O fósforo (P) é um elemento essencial para a produção agrícola, isso porque ele possui papel importante nos principais processos metabólicos das plantas, incluindo fotossíntese, transferência de energia, biossíntese de macromoléculas e respiração (KHAN et al., 2009). Na agricultura denominada moderna, os adubos químicos fosfatados são utilizados em grande quantidade e sua demanda tem crescido anualmente (PALM et al., 2007; ROY et al., 2016). Entretanto, o fósforo é proveniente de rochas fosfáticas, uma fonte não renovável cuja qualidade e quantidade de suas reservas têm diminuído e os custos de extração, processamento e transporte têm aumentado (RUNGE-METZGER, 1995; DRIVER, 1998; SMIL, 2000; ECOSANRES, 2008).

Nos trópicos, a alta demanda por adubos fosfatados ocorre devido a dinâmica do P nos solos e ao modelo de agricultura predominante. Embora os solos tropicais possuam quantidades razoáveis de P, apenas uma pequena fração é solúvel e disponível para muitas plantas cultivadas (ZHOU et al., 1992; NOVAIS e SMYTH, 1999), já que grande quantidade é facilmente imobilizada na forma de precipitados insolúveis após reações com os óxidos de alumínio e ferro, comuns nas frações das argilas destes solos (NORRISH e ROSSER, 1983; SOLLINS et al., 1988; DEL CAMPILLO et al., 1999), em um processo conhecido como fixação de P. Contudo, práticas agrícolas que promovem alterações desejáveis na comunidade microbiana do solo podem influenciar os processos biogeoquímicos que nele ocorrem, com consequência nas transformações do P no solo e sua disponibilidade para as plantas (JUNIOR e MELO, 2000; WRIGHT, 2009).

Alguns microrganismos do solo são capazes de solubilizar fosfato e atuar diretamente nessas transformações (KHAN et al., 2009). Esses microrganismos, principalmente bactérias e fungos, aumentam a disponibilidade de P no solo, entre outros, pela decomposição da matéria orgânica e mineralização do P-orgânico, pela solubilização do P fixado nos minerais do solo e pela solubilização de fosfatos naturais (VASSILEV e VASSILEVA, 2003; CHEN et al., 2006; KHAN et al., 2009; NASCIMENTO et al., 2021). A capacidade de solubilização destes organismos se dá por meio de vários processos, dos quais se destaca a acidificação do meio de crescimento através da liberação de prótons (H^+) durante o crescimento celular (ILLMER e SCHINNER, 1995) e a produção de ácidos orgânicos (ILLMER e

SCHINNER, 1992; KPOMBLEKOU-A e TABATABAI, 1994; RODRÍGUEZ e FRAGA, 1999; MENDES et al., 2014). Já o processo de decomposição da matéria orgânica libera o P-orgânico (P_o), a partir da atividade de enzimas que promovem a hidrólise de P-orgânico, e o disponibiliza para as plantas (TARAFDAR e CLAASSEN, 1988; CALDWELL, 2005).

Diferentes grupos de enzimas estão envolvidos na decomposição do P_o , sendo as principais as fosfatases, as fitases, as fosfonatases e as C-P liases (OTHMAN e PANHWAR, 2014; INGLE e PADOLE, 2017; ZHU et al., 2018). Entre as enzimas mais estudadas estão as fosfatases, também conhecidas como fosfomonoesterases. A fosfatase é ativa em condições ácidas e alcalinas, dependendo de seu pH ideal, e catalisam a hidrólise de ésteres e anidridos do ácido fosfórico (CONDRON et al., 2005). Plantas e microrganismos são as principais fontes de enzimas fosfatase no solo e sua quantidade varia com a quantidade de microrganismos presentes no solo, a quantidade e qualidade de materiais orgânicos, o uso fertilizante minerais e orgânicos, o preparo do solo e outras práticas agrícolas (BANERJEE et al., 2012).

Portanto, os sistemas de manejo que potencializam a vida no solo, são capazes de alterar a dinâmica do P fixado no solo. Dentre estes sistemas, estão aqueles que seguem os princípios da agricultura natural. A agricultura natural considera que o solo é vivo e transmite sua energia para os alimentos, proporcionando saúde para os seres humanos. Esta forma de agricultura considera insumos externos, como fertilizantes químicos, agrotóxicos ou mesmo esterco de animais, como agentes “antinaturais”, que levam ao comprometimento das forças vitais do solo e das plantas, tornando-os dependentes, enfraquecidos e suscetíveis a pragas e doenças (OKADA, 2008 e GONÇALVES, 2016). Por isso, estes sistemas de manejo se baseiam em processos naturais, como ciclagem de nutrientes e controle biológico, dispensando o uso de agrotóxicos e adubos químicos ou orgânicos (GONÇALVES, 2016). A agricultura natural rompe, portanto, com dogmas da ciência do solo convencional, que se baseia na aplicação de grandes doses de fertilizantes químicos como forma de nutrir as plantas, mas sem potencializar a vida do solo (INGHAM, et al., 2005).

Os princípios da agricultura natural são favorecidos por sistemas diversificados, com plantas com sistemas radiculares que exploram diferentes profundidades do solo e que aportam grande quantidade de matéria orgânica, a exemplo dos sistemas agroflorestais (SAFs). Nos SAFs, árvores e arbustos são consorciados com cultivos agrícolas e ou com animais em uma mesma área, de maneira simultânea ou em

sequência temporal (DUBOIS, 1996). Esses sistemas favorecem a qualidade física, química e biológica do solo, pois favorecem a ciclagem de nutrientes, a cobertura permanente do solo e a maior quantidade e diversidade de organismos do solo (CHANDER et al., 1998; UNGER et al., 2013; DOLLINGER e JOSE, 2019).

Especificamente na cultura do café, uma das principais culturas agrícolas do Brasil, o manejo agroflorestal tem se mostrado como uma importante alternativa para a mitigação dos efeitos das mudanças climáticas (GOMES e CARDOSO, 2021) e promoção de serviços ecossistêmicos, como maior sequestro e estocagem de carbono (ANDERSON e DOMSCH, 2010; THOMAZINI et al., 2015; TUMWEBAZE e BYAKAHABA, 2016), aumento da capacidade de produzir matéria orgânica e ciclar nutrientes (GAMA-RODRIGUES et al., 2003), melhoria da estabilidade estrutural do solo (BRONICK e LAL, 2005), aumento da biomassa microbiana (THOMAZINI et al., 2015), favorecimento do controle biológico (REZENDE, 2010; PUMARIÑO et al., 2015) e atração de polinizadores (KAY et al., 2020), dentre outros.

A agricultura natural ainda não é praticada por muitos agricultores e há poucos registros na literatura de sistemas agroflorestais que seguem seus princípios. Portanto, estudar experiências existentes de sistemas agroflorestais com café manejados sob os princípios da agricultura natural, permitirá olhar analítica e criticamente para esta experiência e apontar lições úteis para o manejo sustentável dos agroecossistemas (CHAVEZ-TAFUR, 2007). Além disso, compreender o efeito deste tipo de manejo na vida do solo é importante, pois são os organismos do solo os responsáveis por inúmeros serviços ecossistêmicos que possibilitarão o funcionamento dos agroecossistemas sem a necessidade de insumos externos (AISLABIE et al., 2013), como desejado pela agricultura sustentável de forma geral e especificamente pela agricultura natural.

Esta pesquisa objetivou analisar modificações na dinâmica do P provocadas pela microbiota do solo de um cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura. Os solos foram amostrados em um cafezal agroflorestal manejado a partir dos princípios da agricultura natural, no município de Araponga, Minas Gerais.

A dissertação foi organizada em dois capítulos. O capítulo 1, consiste em uma revisão bibliográfica intitulada “Fósforo, agroecologia e agricultura”. O capítulo 2, intitulado “Microbiota solubilizadora de fosfato em solo de cafezal agroflorestal sob manejo natural”, objetivou i) caracterizar quimicamente o solo; ii) analisar as frações de P presentes no solo; iii) avaliar o potencial de solubilização de P dos

microrganismos do solo; iv) isolar e quantificar os fungos e bactérias totais e solubilizadores de P; e v) avaliar a atividade de fosfatases no solo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AISLABIE, J.; DESLIPPE, J. R.; DYMOND, J. Soil Microbes and Their Contribution to Soil Services. **Ecosystem Services in New Zealand—Conditions and Trends** 1 (12): 143–61, 2013.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Soil Microbial Biomass: The Eco-Physiological Approach. **Soil Biology and Biochemistry** 42 (12): 2039–43, 2010.
- BANERJEE, A.; SANYAL, S.; SEN, S. 2012. Soil phosphatase activity of agricultural land: A possible index of soil fertility. **Agricultural Science Research Journals**. 2, 412-419, 2012.
- BRONICK, C. J.; LAL, R. Soil Structure and Management: A Review. **Geoderma** 124 (1–2): 3–22, 2005. <https://doi.org/10.1016/J.GEODERMA.2004.03.005>.
- CALDWELL, B. A. Enzyme activities as a component of soil biodiversity: a review. **Pedobiologia** 49(6):637-644, 2005.
- CHANDER, K.; GOYAL, S.; NANDAL, D. P.; KAPOOR, K. K. Soil Organic Matter, Microbial Biomass and Enzyme Activities in a Tropical Agroforestry System. **Biology and Fertility of Soils** 27 (2): 168–72, 1998. <https://doi.org/10.1007/S003740050416>.
- CHAVEZ-TAFUR, J. Aprender Com a Prática: Uma Metodologia Para Sistematização de Experiências. **Agriculturas**, 2007.
- CHEN, Y. P.; REKHA, P. D.; ARUN, A. B.; SHEN, F. T.; LAI, W. A.; YOUNG, C. C. Phosphate Solubilizing Bacteria from Subtropical Soil and Their Tricalcium Phosphate Solubilizing Abilities. **Applied Soil Ecology** 34 (1): 33–41, 2006. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.12.002>.
- CONDON, L.M.; TURNER, B.L.; CADE-MENUN, B.J.; SIMS, J.; SHARPLEY, A. Chemistry and dynamics of soil organic phosphorus. **Phosphorus: Agriculture and the environment**. 87-121, 2005.
- DEL CAMPILLO, M. C., VAN DER ZEE, S. E. A. T. M., TORRENT, J. Modelling long-term phosphorus leaching and changes in phosphorus fertility in excessively fertilized acid sandy soils. **Eur J Soil Sci**, 50:391–399, 1999. <https://doi.org/10.1046/J.1365-2389.1999.00244.X>.
- DOLLINGER, J.; JOSE, S. Correction to: Agroforestry for Soil Health (Agroforestry Systems, (2018), 92, 2, (213-219), 10.1007/S10457-018-0223-9). **Agroforestry Systems** 93 (3): 1205, 2019. <https://doi.org/10.1007/S10457-018-0227-5>.
- DRIVER, J. “Phosphates Recovery for Recycling from Sewage and Animal Wastes.” **Phosphorus and Potassium**, no. 216: 17–21, 1998.
- DUBOIS, J. The Role of Agroforestry in the Sustainable Development of the Amazon. **Third Meeting of the Participants of the Pilot Program to Conserve the Brazilian Rain Forest**, 1996.

- ECOSANRES. **Closing the Loop on Phosphorus**. 2008. Disponível em: www.ecosanres.org. Acessado em: 22 de setembro de 2022.
- GAMA-RODRIGUES, A.C.; BARROS, N. F.; SANTOS, M. L. Decomposição e Liberação de Nutrientes Do Folheto de Espécies Florestais Nativas Em Plantios Puros e Mistos No Sudeste Da Bahia. **Revista Brasileira de Ciências Do Solo** 27 (6): 1021–31, 2003.
- GOMES, L. C.; CARDOSO, I. M. Papel da agricultura familiar no sequestro de carbono e na adaptação às mudanças climáticas. **Ciência e Cultura**, v. 73, n. 1, p. 40-43, 2021.
- GONÇALVES, M. O. **A Agricultura Natural Como Referência Para o Desenvolvimento Sustentável: Centro de Pesquisa Mokiti Okada**. Dissertação, Maringá: Universidade Estadual de Maringá, 2016.
- ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of Inorganic Calcium Phosphates—Solubilization Mechanisms. **Soil Biology and Biochemistry** 27 (3): 257–63, 1995. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(94\)00190-C](https://doi.org/10.1016/0038-0717(94)00190-C).
- ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of Inorganic Phosphates by Microorganisms Isolated from Forest Soils. **Soil Biology and Biochemistry** 24 (4): 389–95, 1992. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(92\)90199-8](https://doi.org/10.1016/0038-0717(92)90199-8).
- INGHAM, E. R. et al. Comparison of soil biota between organic and conventional agroecosystems in Oregon, USA. **土壤圈: 英文版**, v. 15, n. 3, p. 395-403, 2005.
- JUNIOR, M. M.; MELO, W. J. Alterações Na Matéria Orgânica e Na Biomassa Microbiana Em Solo de Mata Natural Submetido a Diferentes Manejos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 35 (6): 1177–82, 2000.
- KAI, M.; TAKAZUMI, K.; ADACHI, H.; WASAKI, J.; SHINANO, T.; OSAKI, M. Cloning and characterization of four phosphate transporter cdnas in tobacco. **Plant Science**. 163, 837-846, 2002.
- KAY, S.; KÜHN, E.; ALBRECHT, M.; SUTTER, L.; SZERENCSEITS, E., HERZOG, F. Agroforestry Can Enhance Foraging and Nesting Resources for Pollinators with Focus on Solitary Bees at the Landscape Scale. **Agroforestry Systems** 94 (2): 379–87, 2020.
- KHAN, A. A.; JILANI, G.; AKHTAR, M. S.; NAQVI, S. M. S.; RASHEED, M. Phosphorus Solubilizing Bacteria: Occurrence, Mechanisms and Their Role in Crop Production. **J. AGRIC. BIOL. SCI.** 1 (1): 48–58, 2009.
- KPOMBLEKOU-A, K.; TABATABAI, M. A. Effect of Organic Acids on Release of Phosphorus from Phosphate Rocks1. **Soil Science** 158 (6): 442–53, 1994.
- MENDES, G. O.; FREITAS, A. L. M.; PEREIRA, O. L.; SILVA, I. R.; VASSILEV, N. B.; COSTA, M. D. Mechanisms of Phosphate Solubilization by Fungal Isolates When Exposed to Different P Sources. **Annals of Microbiology** 64 (1): 239–49, 2014. <https://doi.org/10.1007/S13213-013-0656-3/TABLES/4>.

- NASCIMENTO, J. M.; NETTO, J. A. F. V.; VALADARES, R. V.; MENDES, G. O.; SILVA, I. R.; VERGÜTZ, L.; COSTA, M. D. *Aspergillus Niger* as a Key to Unlock Fixed Phosphorus in Highly Weathered Soils. **Soil Biology and Biochemistry** 156 (May), 2021. <https://doi.org/10.1016/J.SOILBIO.2021.108190>.
- NORRISH, K.; ROSSER, H. Mineral Phosphate. In *Soils: An Australian Viewpoint*, Melbourne: Academic Press 335–61, 1983.
- NOVAIS, R. F.; SMYTH, T. J. **Fósforo Em Solo e Planta Sob Condições Tropicais**. Universidade Federal de Viçosa, 1999.
- OKADA, M. **Alicerce Do Paraíso**. 5th ed. São Paulo: Fundação Mokiti Okada, 2008.
- PALM, C.; SANCHEZ, P.; AHAMED, S.; AWITI, A. Soils: A Contemporary Perspective. **Annual Review of Environment and Resources** 32 (January), 2007.
- PUMARIÑO, L.; SILESHI, G. W.; GRIPENBERG, S.; KAARTINEN, R.; BARRIOS, E.; MUCHANE, M. N.; JONSSON, M. Effects of Agroforestry on Pest, Disease and Weed Control: A Meta-Analysis. **Basic and Applied Ecology** 16 (7): 573–82, 2015.
- REZENDE, M. Q. **Etnoecologia e controle biológico conservativo em cafeeiros sob sistemas agroflorestais**. 2010.
- RODRÍGUEZ, H.; FRAGA, R. Phosphate Solubilizing Bacteria and Their Role in Plant Growth Promotion. **Biotechnology Advances** 17: 319–39, 1999.
- ROY, E. D.; RICHARDS, P. D.; MARTINELLI, L. A.; COLETTA, L. D.; LINS, S. R. M.; VAZQUEZ, F. F.; WILLIG, E.; SPERA, S. A.; VANWEY, L. K.; PORDER, S. The Phosphorus Cost of Agricultural Intensification in the Tropics. **Nature Plants** 2 (5): 1–6, 2016. <https://doi.org/10.1038/nplants.2016.43>.
- RUNGE-METZGER, A. Closing the Cycle: Obstacles to Efficient P Management for Improved Global Food Security. **Scientific Committee on Problems of the Environment International Council of Scientific Unions** 54: 27–42, 1995.
- SMIL, V. Phosphorus in the Environment: Natural Flows and Human Interferences. **Annual Review of Energy and the Environment** 25: 53–88, 2000.
- SOLLINS, P.; ROBERTSON, G. P.; UEHARA, G. Nutrient Mobility in Variable- and Permanent-Charge Soils. **Biogeochemistry** 6:3 6 (3): 181–99, 1988. <https://doi.org/10.1007/BF02182995>.
- TARAFDAR, J. C.; CLAASSEN, N. Organic phosphorus compounds as a phosphorus source for higher plants through the activity of phosphatases produced by plant roots and microorganisms. **Biology and Fertility of Soils** 5(4):308-312, 1988.
- THOMAZINI, A.; MENDONÇA, E. S.; CARDOSO, I. M.; GARBIN, M. L. SOC Dynamics and Soil Quality Index of Agroforestry Systems in the Atlantic Rainforest of Brazil. **Geoderma Regional** 5: 15–24, 2015.
- TUMWEBAZE, S. B.; BYAKAGABA, P. Soil Organic Carbon Stocks under Coffee Agroforestry Systems and Coffee Monoculture in Uganda. **Agriculture, Ecosystems & Environment** 216: 188–93, 2016.

- UNGER, I. M.; GOYNE, K. W.; KREMER, R. J.; KENNEDY, A. C. Microbial Community Diversity in Agroforestry and Grass Vegetative Filter Strips. **Agroforestry Systems** 87 (2): 395–402, 2013. <https://doi.org/10.1007/S10457-012-9559-8/FIGURES/4>.
- VASSILEV, N; VASSILEVA, M. Biotechnological Solubilization of Rock Phosphate on Media Containing Agro-Industrial Wastes. **Applied Microbiology and Biotechnology** 61 (5–6): 435–40, 2003. <https://doi.org/10.1007/S00253-003-1318-3>.
- WRIGHT, A. L. Phosphorus Sequestration in Soil Aggregates after Long-Term Tillage and Cropping. **Soil and Tillage Research** 103 (2): 406–11, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.still.2008.12.008>.
- ZHOU, X.; BINKLEY, D.; DOXTADER, K. G. A New Method for Estimating Gross Phosphorus Mineralization and Immobilization Rates in Soils. **Plant and Soil** 147 (2): 243–50, 1992. <https://doi.org/10.1007/BF00029076>.

CAPÍTULO 1

Fósforo, agroecologia e agricultura

Resumo

O fósforo (P) é um elemento essencial para o crescimento e desenvolvimento das plantas e comumente adicionado ao solo na forma de adubação química. O Brasil importa mais de 50% dos adubos fosfatados utilizados na agricultura e as rochas fosfatadas, fontes não renováveis utilizadas para a produção de adubos fosfatados, estão se esgotando. Por isto, os custos de extração, processamento e transporte aumentam a cada ano. Além disso, devido a dinâmica particular do P nos solos tropicais, grande parte dos adubos fosfatados aplicados são fixados e se acumulam no solo. Para interferir na dinâmica e reciclagem do P no solo e torná-lo mais solúvel, os microrganismos desempenham papel importante, pois atuam na solubilização, absorção e imobilização de P. Esses microrganismos são capazes de aumentar a disponibilidade de P no solo através da decomposição da matéria orgânica e liberação do P orgânico, pela solubilização de fosfatos naturais e pela solubilização do P imobilizado na forma de precipitados insolúveis em solos tropicais. A presença destes organismos no solo e sua atividade estão muito associadas às formas de manejo que promovem a vida no solo, a exemplo dos sistemas agroflorestais e da agricultura natural. A agricultura natural considera que as plantas, o solo e os alimentos são dotados de energia espiritual e vital, de modo que uma planta espiritualmente energizada, fruto de um solo limpo, puro e espiritualmente energizado, gera um alimento com elevada energia vital. Para isso, é essencial um manejo sem adubos químicos ou orgânicos, sem agrotóxicos, com sentimento, respeito e gratidão. Assim, em sistemas baseados nos princípios da agricultura natural, onde o manejo é feito para potencializar os processos naturais e sem o uso de insumos externos, orgânicos ou inorgânicos, a tendência é que se encontre alta diversidade e atividade microbiana e maior ação dos microrganismos solubilizadores de fosfato. Em 2003, a partir de ações de uma rede de agroecologia que se iniciou na década de 1980 na Zona da Mata de Minas Gerais, Edmar Lopes, agricultor do município de Araponga, iniciou a transição de sua lavoura de café para o sistema agroflorestal orgânico. Posteriormente, em 2014, a agricultura natural passou a ser adotada a partir de uma proposta da organização japonesa Shumei Agricultura Natural. Esta é uma das poucas experiências com agricultura natural no estado e ainda foi pouco estudada.

Pesquisas desenvolvidas com este tipo de manejo podem contribuir para o aprimoramento das práticas dos/as agricultores/as e para a disseminação de estilos de agriculturas, a exemplo da agricultura natural, essenciais para a sustentabilidade dos agroecossistemas e produção de alimentos de qualidade.

1. Fósforo nos solos tropicais: uma questão de segurança alimentar e ambiental

O fósforo (P) é um elemento essencial para o crescimento e desenvolvimento das plantas. Esse macronutriente participa da síntese de fosfolipídios e nucleotídeos, que são componentes estruturais das células e suas membranas, está envolvido na permeabilidade da membrana, fotossíntese, respiração, glicólise, reações redox e transduções de sinal e participa do metabolismo lipídico, transporte de carboidratos e manutenção do potencial osmótico (ABEL et al., 2002; PUGA et al., 2017; WANG et al., 2018).

Com a chamada modernização da agricultura e o uso do pacote tecnológico da revolução verde em busca de produtividades cada vez maiores, aumentou-se a demanda por insumos, dentre eles adubos fosfatados (PALM et al., 2007; ROY et al., 2016). Os adubos fosfatados são obtidos de rochas fosfáticas localizadas em poucos países, principalmente no noroeste da África (IFA, 2020) e, embora essas rochas sejam fontes não renováveis, seu uso tem aumentado a cada ano (FAO, 2017). A indústria de fertilizantes reconhece que, além da quantidade, a qualidade das reservas está diminuindo, os custos de extração, processamento e transporte estão aumentando (RUNGE-METZGER, 1995; DRIVER, 1998; SMIL, 2000; ECOSANRES, 2008) e há riscos de esgotamento das fontes de P.

Há muita divergência quanto às estimativas de esgotamento das rochas fosfáticas. Alguns autores mais otimistas sugerem que o esgotamento deve ocorrer entre 300 e 400 anos (KAUWENBERGH et al., 2013), enquanto outros preveem o esgotamento entre 60 e 130 anos (RUNGE-METZGER, 1995; BARNARD, 2009; FIXEN e JOHNSTON, 2012; SMIT et al., 2009; VACCARI, 2009; TWEETEN, 2019). Em todo caso, o esgotamento das fontes de P em um futuro menos ou mais distante é certo, o que coloca em risco a segurança e soberania alimentar do mundo.

Um agravante no que se refere a disponibilidade do P é o uso ineficiente de grande parte dos adubos fosfatados, que, em grande parte, a depender do solo e de seu manejo, atingem rios e oceanos e causa eutrofização das águas (CORDELL e

WHITE, 2014). Nos solos tropicais, por conta da dinâmica particular do P, grande parte dos adubos fosfatados aplicados são fixados e se acumulam no solo. Estima-se que 20 Tg de P acumulou-se em solos brasileiros nos últimos 40 anos (MACDONALD et al., 2011; RISKIN et al., 2013; RODRIGUES et al., 2016; ROY et al., 2016).

O P no solo ocorre em várias formas químicas que incluem P orgânico e inorgânico, sendo a maior parte das formas inorgânicas sais do ácido ortofosfórico (H_3PO_4). Em ambientes naturais, com valores de pH fora dos extremos (entre 2,0 e 12,0), predominam as espécies mono (H_2PO_4^-) e divalentes (HPO_4^{2-}), que são também as formas disponíveis às plantas. Em solos tropicais, que possuem pH tipicamente mais ácidos, predomina-se a espécie monovalente (MELLO e PEREZ, 2009).

Os oxidróxidos de Fe e Al são os principais componentes da fração coloidal responsáveis pela fixação dessas espécies de P (PARFITT, 1978). O processo envolve curto período de adsorção do fosfato à superfície dos minerais, seguido de um período de reações lentas em que o íon é gradualmente removido da solução do solo (MUNNS e FOX, 1976), até se atingir o equilíbrio entre a fase sólida e a solução. O ânion fosfato entra em coordenação com o íon Fe e/ou Al da superfície dos minerais, formando ligações covalentes muito estáveis.

A adsorção de fosfato ocorre nos sítios ácidos de Lewis, onde os grupos $-\text{OH}$ e $-\text{OH}^{2+}$, ligados mono ou tricoordenadamente ao metal (Fe e Al), são trocados pelo fosfato (BARROW, 1983), resultando em compostos que possuem baixa solubilidade em água e são indisponíveis para a maioria das plantas cultivadas (SHEN et al., 2011; FUJII et al., 2018). No caso dos óxidos de Fe, os pares $\text{FeOH}^{0,5-}$ e/ou $-\text{FeOH}_2^{0,5+}$ da superfície reagem com o fosfato da solução formando um complexo do tipo $\text{FeOPO}(\text{OH})\text{OFe}$ (PARFITT et al., 1975; PARFITT e RUSSELL, 1977). Reação semelhante ocorre com os minerais que contêm octaedro de Al na sua estrutura (gibbsita e caulinita). Nestes, o fosfato liga-se a grupos $\text{Al}(\text{OH})\text{H}_2\text{O}$ da superfície da gibbsita e das arestas quebradas de caulinita (PARFITT et al., 1975), resultando em um complexo do tipo AlOPOOHAl , semelhante à reação com os óxidos de Fe. Em solos calcários, o PO_4^{3-} se torna indisponível para as plantas a partir da reação com cálcio (Ca) e magnésio (Mg), formando fosfatos também insolúveis (SHEN et al., 2011), mas esse processo é incomum em solos de regiões tropicais.

O P do solo pode ser agrupado em diferentes reservatórios (pools ou frações), classificados de acordo com sua solubilidade. O agrupamento de P em frações varia a depender da abordagem de cada autor. Gatiboni e Condon (2020) subdividem o P

do solo em sete frações, que estão em equilíbrio dinâmico. São elas: P_T : P total do solo; P_{SOL} : P (inorgânico ou orgânico) da solução do solo e P fracamente ligado às partículas do solo; P_{LAB} : P (inorgânico ou orgânico) lábil e facilmente acessado pelas plantas; P_I : P inorgânico com labilidade intermediária que pode ser acessada por plantas com maior capacidade de absorção ou quando estão sob severa limitação de P; P_{HCL} : Fração de P inorgânico com disponibilidade intermediária às plantas, menos lábil que P_I ; P_O : P associado à matéria orgânica do solo, em geral considerado moderadamente lábil; P_{OCL} : P ocluso, constituído por formas de P altamente recalitrantes que não são extraídas por nenhum dos extratores anteriores.

As frações lábeis de P são frações de ciclo rápido, capazes de suprir a demanda de P de curto prazo das plantas. Entretanto, grande parte do P lábil é rapidamente absorvido e imobilizado em solos tropicais. As frações de P com labilidade moderada, são frações que podem ser facilmente convertidas em P lábil em curto prazo, isto é, em dias ou meses (YANG e POST, 2011), como na decomposição da matéria orgânica, por exemplo. O P ocluso permanece no solo por décadas sem estar disponível para algumas plantas cultivadas (DE SCHRIJVER et al., 2012; JOHNSON et al., 2003; NIEDERBERGER et al., 2019).

A forma predominante de P_O nos solos é o monoéster (DALAI, 1977), que, por formarem complexos com íons metálicos, são considerados moderadamente lábeis (TATE e NEWMAN, 1982). Em solos tropicais, o P_O é importante fonte de P disponível (SILVA e MENDONÇA, 2007).

Para a identificação dos pools de P no solo, o método mais comumente utilizado é o fracionamento de P, que envolve a extração sequencial com uma série de reagentes capazes de dissolver seletivamente diferentes formas de P com base principalmente na natureza e na força das interações químicas entre as frações de P e outros componentes minerais e orgânicos (JOHNSON et al., 2003; YANG e POST, 2011).

O fracionamento de P ajuda na compreensão dos pools de P e de sua dinâmica no solo, importante para o melhor uso do P presente no solo. Este melhor uso é extremamente importante do ponto de vista econômico, pois ajuda a reduzir a necessidade de fertilizantes fosfatados (SATTARI et al., 2012; MEW, 2016) e os riscos inerentes à dependência das rochas fosfáticas (NESET e CORDELL, 2012; CORDELL e WHITE, 2011) e ambiental, pois reduz os problemas inerentes à mineração desse bem natural finito.

Para interferir na dinâmica e reciclagem do P no solo e torná-lo mais solúvel, os microrganismos desempenham papel importante, pois atuam na solubilização, absorção e imobilização de P (BAIS et al., 2006; CHEN et al., 2006).

2. Microrganismos solubilizadores de fosfato: chaves para acessar o P residual do solo

Os microrganismos do solo, incluindo arqueias, bactérias, fungos e protistas, podem influenciar o crescimento das plantas e a absorção de nutrientes pela liberação de substâncias estimuladoras ou inibidoras do crescimento que influenciam a fisiologia da raiz e a arquitetura do sistema radicular (VERBON e LIBERMAN, 2016). Atuam, também, na degradação de substâncias tóxicas (MCGUINNESS e DOWLING, 2009), na estabilização dos agregados do solo (SCHLATTER et al., 2017) e na disponibilização de nutrientes para as plantas (BAIS et al., 2006; CHEN et al., 2006). Os microrganismos do solo estão envolvidos em uma série de processos que afetam a transformação do P do solo e, portanto, são parte integrante do ciclo deste nutriente (HILDA e FRAGA, 1999; CHEN et al., 2006).

Muitos microrganismos, denominados microrganismos solubilizadores de fosfato, possuem capacidade de solubilização e mineralização de P. Esses microrganismos são capazes de aumentar a disponibilidade de P no solo através da decomposição da matéria orgânica e liberação do P orgânico, pela solubilização de fosfatos naturais e pela solubilização do P imobilizado na forma de precipitados insolúveis em solos tropicais, a exemplo do P fixado nos minerais do solo (VASSILEV e VASSILEVA, 2003; CHEN et al., 2006; KHAN et al., 2009; NASCIMENTO et al., 2021). Por exemplo, os microrganismos podem solubilizar P inorgânico (Pi) moderadamente lábil (RICHARDSON, 2001) e proteger o P imobilizado contra a adsorção por meio da liberação gradual via *turnover* microbiano (MAGID et al., 1996).

Os organismos que promovem a solubilização do P são principalmente as bactérias e os fungos (KHAN et al., 2009). Dentre as bactérias solubilizadoras de fosfato destacam-se principalmente as do gênero *Pseudomonas* e *Bacillus*, mas também *Rhodococcus*, *Arthobacter*, *Serratia*, *Delftia* (WANI et al., 2005; CHEN et al., 2006), *Azotobacter* (KUMAR et al., 2001), *Xanthomonas* (FREITAS et al., 1997), *Enterobacter* (CHUNG et al., 2005), *Rhizobium* (ZAIDI et al., 2009), entre outros. Dentre os fungos mais estudados, encontram-se os micorrízicos e isolados de *Aspergillus* e *Penicillium* (FENICE et al., 2000; REYES et al., 2002; MENDER et al.,

2014; NASCIMENTO et al., 2021). As micorrizas, por exemplo, promovem significativo aumento na absorção de P pelas plantas (BOLAN, 1991), pois permitem às plantas utilizarem pools de P lábeis mas não acessíveis pelas plantas ou mesmo, embora ainda controverso, pools não lábeis (CARDOSO et al., 2006; CARDOSO e KUYPER, 2006). Outros fungos como do gênero *Trichoderma* (ALTOMARE et al., 1999) e *Rhizoctonia* (JACOBS et al., 2002) também são capazes de solubilizar fosfato.

A capacidade de solubilização destes organismos se dá por meio de vários processos, dentre eles a acidificação do meio de crescimento através da produção de ácidos orgânicos (RODRÍGUEZ e FRAGA, 1999; SHARMA et al., 2013) ou da liberação de prótons (H^+) durante o crescimento celular (ILLMER e SCHINNER, 1995). Os ácidos orgânicos, como ácido glicônico, oxálico, malônico e cítrico (ILLMER e SCHINNER, 1992; KPOMBLEKOU-A e TABATABAI, 1994; RODRÍGUEZ e FRAGA, 1999; MENDES et al., 2014; NASCIMENTO et al., 2021), juntamente com seus íons carboxila e hidroxila, quelam cátions ou reduzem o pH para liberar P (SESHACHALA e TALLAPRAGADA, 2012). Geralmente, os ácidos orgânicos têm maior afinidade por argilas do que o fosfato (WEI et al., 2010) e competem com este último por sítios de adsorção no solo (HAYNES, 1984; CESSA et al., 2010). Ácidos orgânicos de origem vegetal ou microbiana podem, portanto, formar complexos organometálicos com Fe^{2+} e Al^{3+} , aumentando a disponibilidade de P pela dissolução de precipitados de fosfato com esses íons (PAVINATO e ROSOLEM, 2008). O potencial de competição com o fosfato depende da concentração do ácido, do número de grupos carboxila, do formato da molécula e de sua persistência no solo (PAVINATO e ROSOLEM, 2008).

Um mecanismo alternativo à produção de ácidos orgânicos para solubilização de fosfatos minerais é a liberação de H^+ para a superfície externa em troca da captação de cátions ou com o auxílio da translocação de H^+ ATPase (RODRÍGUEZ e FRAGA, 1999). A assimilação de NH_4^+ dentro das células microbianas, por exemplo, é acompanhada pela liberação de prótons e isso resulta na solubilização do fósforo sem a produção de quaisquer ácidos orgânicos (SHARMA et al., 2013). Outros mecanismos de solubilização do fosfato mineral por microrganismos são a produção de ácidos inorgânicos e a produção de substâncias quelantes. No entanto, a eficiência destes mecanismos em solubilizar P é inferior à dos ácidos orgânicos (ALORI et al., 2017).

A decomposição da matéria orgânica com a liberação do fósforo orgânico também é uma forma de obtenção de P a partir da ação microbiana. Este processo

biológico desempenha um papel importante na ciclagem do P e ocorre através da hidrólise do P-orgânico e consequente liberação de P-inorgânico por ação de enzimas (TARAFDAR e CLAASSEN, 1988; CALDWELL, 2005). As enzimas do solo desempenham várias funções importantes. Essas enzimas catalisam diversas reações bioquímicas que provocam degradação de moléculas orgânicas complexas em moléculas simples absorvíveis (ALMEIDA et al., 2015; GIANFREDA, 2015), atuando diretamente na decomposição de resíduos orgânicos e ciclagem de nutrientes (BALOTA e CHAVES, 2010; BALEZENTIENE, 2012), como o P (NANNIPIERI et al., 2011).

A fração orgânica do P (P_o) do solo encontra-se em resíduos vegetais, animais mortos e no corpo de microrganismos, representando 30–65% do P total do solo (LU et al., 2020). Porém, o P_o não é disponível às plantas a menos que a matéria orgânica seja decomposta e libere ortofosfato (PO_3^{-4} ou suas formas protonadas) (WANG et al., 2021). Este processo é mediado por enzimas extracelulares. Desta forma a disponibilidade de P às plantas é muito afetada pela catálise do P_o do solo por essas enzimas (OEHL et al., 2001; NANNIPIERI et al., 2011).

Diferentes grupos de enzimas estão envolvidos no processo de liberação do P_o , sendo as principais as fosfatases, as fitases, as fosfonatases e as C-P liases (OTHMAN e PANHWAR, 2014; INGLE e PADOLE, 2017; ZHU et al., 2018). Entre as enzimas mais estudadas estão as fosfatases, também conhecidas como fosfomonoesterases. A fosfatase é ativa em condições ácidas e alcalinas, dependendo de seu pH ideal, e catalisam a hidrólise de ésteres e anidridos do ácido fosfórico (CONDRON et al., 2005). Plantas e microrganismos são as principais fontes de enzimas fosfatase no solo e sua quantidade varia com a quantidade de microrganismos presentes no solo, a quantidade e qualidade de materiais orgânicos, o uso fertilizante minerais e orgânicos, o preparo do solo e outras práticas agrícolas (BANERJEE et al., 2012). Além disso, em condição de escassez de P, as raízes das plantas e os microrganismos aumentam a secreção de fosfatase para intensificar a solubilização de fosfato (KAI et al., 2002). Isso mostra que a demanda de fósforo pelas plantas e microrganismos pode estar ligada à produção e atividade da fosfatase do solo (CONDRON et al., 2005).

A atividade da fosfatase no solo pode ser estimada e servir como um importante indicador para o potencial de ciclagem de nutrientes, nitrificação, oxidação e outros processos cruciais para a qualidade do solo (ALMEIDA et al., 2015; TANG e RILEY,

2021). A atividade enzimática pode, portanto, ser utilizada como um indicador de qualidade do solo, especialmente devido a sua sensibilidade ao manejo do solo (BALOTA e CHAVES, 2010).

A capacidade dos microrganismos de decompor a matéria orgânica e solubilizar P está associada à condição nutricional do solo e ao estado fisiológico e de crescimento do organismo. Microrganismos de solos de ambientes extremos, como solos salinos, solos com alto nível de deficiência nutricional ou solo de ambientes de temperatura extrema, tendem a solubilizar mais fosfato do que aqueles de solos de condições mais moderadas (ZHU et al., 2011). Outros fatores que afetam a solubilização de fosfato incluem pH do solo, matéria orgânica, propriedades físico-químicas do solo, tipo de vegetação, condições ambientais, práticas de manejo adotadas e interação com outras comunidades microbianas no solo (SESHACHALA e TALLAPRAGADA, 2012).

A presença destes organismos no solo, portanto, está muito associada às formas de manejo que promovem a vida no solo, a exemplo dos sistemas agroflorestais e da agricultura natural.

3. Sistemas agroflorestais e agricultura natural: alternativas sustentáveis de produção

A agricultura chamada moderna, que utiliza o pacote tecnológico da Revolução Verde, caracteriza-se pelo uso intensivo de insumos externos com o objetivo de aumentar a produtividade de monocultivos. O uso destas tecnologias tem resultado em diversos problemas ambientais e sociais. Dentre os impactos gerados por este modelo de agricultura encontram-se a devastação das florestas, a contaminação dos agricultores e dos alimentos pelo uso de agrotóxicos e a perda da qualidade dos solos, da água e da biodiversidade (CURWIN et al., 2005; ALTIERI, 2011; KASCHUK et al., 2011).

Na busca por alternativas, diferentes vertentes surgiram para contrapor à lógica exploratória da agricultura moderna, também chamada de convencional. As quatro principais vertentes que surgiram no início do século XX foram a agricultura biodinâmica, proposta por Rudolf Steiner em 1924; a agricultura orgânica, proposta por Sir Albert Howard entre 1925 e 1930; a agricultura biológica por Hans Peter Müller; e a agricultura natural, originada no Japão a partir de 1935, inspirada nas ideias de Mokiti Okada (EHLERS, 1994).

Mokiti Okada foi um estudioso e entusiasta de artes e filosofia. Ele nasceu em Tóquio em 23 de dezembro de 1882 e em janeiro de 1935 fundou a Igreja Messiânica Mundial, com a proposta de se estabelecer uma civilização onde houvesse harmonia entre os aspectos físicos e espirituais (GONÇALVES, 2016). Okada propôs três formas para a humanidade elevar sua espiritualidade, que consistem nos três princípios da Igreja Messiânica: o Johrei, que consiste na imposição de mãos para purificação do espírito e a desintoxicação do corpo; a agricultura natural, que considera que o solo é vivo e transmite sua energia para os alimentos, proporcionando saúde; e o belo, através das expressões artísticas e da natureza (GONÇALVES, 2016).

A agricultura natural considera que as plantas, o solo e os alimentos são dotados de energia espiritual e vital, de modo que uma planta espiritualmente energizada, fruto de um solo limpo, puro e espiritualmente energizado, gera um alimento com elevada energia vital. Para isso, é essencial um manejo sem adubos químicos ou orgânicos, sem agrotóxicos, com sentimento, respeito e gratidão (GONÇALVES, 2016).

Portanto, segundo esta filosofia, insumos externos como fertilizantes químicos, agrotóxicos ou mesmo esterco de animais são considerados agentes “antinaturais”, que levam ao comprometimento das forças vitais do solo e das plantas, tornando-os dependentes, enfraquecidos e susceptíveis a pragas e doenças (OKADA, 2008; GONÇALVES, 2016) e que levam o agricultor a utilizar mais agrotóxicos, que debilitam ainda mais o solo, provocando um aumento maior de pragas, criando-se, assim, um círculo vicioso (OKADA, 2008).

Os agroecossistemas manejados a partir dos princípios da agricultura natural utilizam os processos naturais de ciclagem de nutrientes e controle biológico que permitem dispensar o uso de insumos considerados tóxicos ao solo e aos alimentos. Dentre as práticas de manejo, o uso de sementes locais, o plantio consorciado de diferentes espécies, podas com deposição de seus resíduos no solo e o aporte de resíduos orgânicos de origem vegetal produzidos próximos às áreas cultivadas são utilizados pela agricultura natural e são chaves no desenvolvimento de um agroecossistema autossuficiente e equilibrado.

A constante cobertura do solo, adotada nestes sistemas, protege o solo da dessecação e insolação, retém umidade e favorece a microbiota pela criação de habitats e de um microclima favorável, além de fornecer substrato energético para

estes microrganismos (CRASWELL e LEFROY, 2001; FIGUEIREDO FILHO et al., 2005). A decomposição do *litter* pelos microrganismos disponibiliza nutrientes para as plantas, além de incorporar matéria orgânica ao solo, contribuindo para a melhoria da Capacidade de Troca Catiônica (CTC), da fertilidade natural do solo (CRASWELL e LEFROY, 2001; FIGUEIREDO FILHO, et al., 2005; BALDOTTO e XAVIER, 2014) e da estrutura do solo, o que resulta em melhor infiltração e retenção de água, melhor aeração, menor resistência à penetração de raízes e menor susceptibilidade à erosão (DEXTER, 2004a; 2004b; 2004c; LAL, 2007). O não uso de agrotóxicos e a diversificação de espécies favorece diferentes insetos, que tendem a estabelecer um equilíbrio trófico, resultando em controle biológico (DENG et al., 2006; COLE et al., 2010; BLUNDELL et al., 2020).

Assim, em sistemas baseados nos princípios da agricultura natural, onde o manejo é feito para potencializar os processos naturais e sem o uso de insumos externos e/ou tóxicos, a tendência é que se encontre altos teores de matéria orgânica no solo (CRASWELL e LEFROY, 2001), alta diversidade e atividade microbiana (BAIS et al., 2006; BROECKLING et al., 2008), alta diversidade de espécies vegetais e de insetos (DENG et al., 2006; COLE et al., 2010), alta qualidade química e estrutural do solo (FIGUEIREDO FILHO et al., 2005; DEXTER, 2004a; 2004b; 2004c; BALDOTTO e XAVIER, 2014) e maior ação dos microrganismos solubilizadores de fosfato.

Os princípios da agricultura natural estão em sintonia com os princípios do manejo agroecológico que, segundo Gliessman (2014), são a adoção de manejo que promova a reciclagem de nutrientes, com maior dependência de processos naturais, como fixação biológica de nitrogênio e relações micorrízicas; a eliminação do uso de insumos não renováveis e provenientes de fora da propriedade que tenham o potencial de prejudicar o meio ambiente ou a saúde de agricultores ou consumidores; o uso de insumos naturais em vez de insumos sintéticos e manufaturados; o manejo de pragas, doenças e vegetação espontânea em vez de combatê-las; a ênfase na conservação do solo, água, energia e recursos biológicos e; a incorporação de princípios de sustentabilidade a longo prazo no projeto e gestão geral do agroecossistema.

Os princípios da agroecologia e da agricultura natural podem ser aplicados com o uso dos sistemas agroflorestais (SAFs). Os SAFs são sistemas diversificados onde há o consórcio de árvores e arbustos com cultivos agrícolas e ou com animais em uma mesma área, de maneira simultânea ou em sequência temporal (DUBOIS, 1996).

Nos SAFs são utilizadas plantas com sistemas radiculares que exploram profundidades diferentes do solo e que aportam grande quantidade de matéria orgânica. Esses sistemas favorecem a qualidade física, química e biológica do solo, pois favorecem a ciclagem de nutrientes, a cobertura permanente do solo e a maior quantidade e diversidade de organismos do solo (CHANDER et al., 1998; UNGER et al., 2013; DOLLINGER e JOSE, 2019).

O manejo agroflorestal tem se mostrado como uma importante alternativa para a promoção de serviços ecossistêmicos (WINKLERPRINS e SANDOR, 2003; DUARTE, 2007; TEIXEIRA et al., 2021). Na cultura do café, por exemplo, uma das principais culturas agrícolas do Brasil, pesquisas têm demonstrado que esse tipo de manejo favorece o maior sequestro e estocagem de carbono (ANDERSON e DOMSCH, 2010; THOMAZINI et al., 2015; TUMWEBAZE e BYAKAGABA, 2016), a redução da perda de nutrientes por decomposição da matéria orgânica (GAMA-RODRIGUES et al., 2003), a melhoria da qualidade estrutural do solo (NUNES et al., 2020), o aumento da biomassa microbiana (THOMAZINI et al., 2015), o controle biológico (REZENDE, 2010; PUMARIÑO et al., 2015), a atração de polinizadores (VARAH et al., 2020), entre outros.

Estes sistemas têm despertado o interesse de pesquisadores em todo o mundo, que têm conduzido pesquisas com o intuito de compreender, não mais se os sistemas agroflorestais agroecológicos praticados em diversas partes do mundo são benéficos, mas como e por quais meios estes benefícios ocorrem, e como potencializá-los. Na Zona da Mata mineira cafezais agroflorestais e agroecológicos são praticados, inclusive com manejo que segue os princípios da agricultura natural.

4. A agroecologia na Zona da Mata de Minas Gerais

A Zona da Mata mineira localiza-se no Bioma Mata Atlântica, considerado um *hotspot* de biodiversidade (MYERS et al., 2000; MITTERMEIER et al., 2004). Apesar de sua importância ecológica, essa região encontra-se em alto grau de degradação. Uma das razões que tem levado ao intenso processo de degradação do Bioma é a agricultura. O cultivo de café, principal cultura econômica da região (CONAB, 2017), substituiu grande parte das matas originárias e tem sido, em grande parte, cultivado sem as devidas técnicas conservacionistas (DEAN, 1997). A degradação das áreas de café levou a sua ocupação posterior pelas pastagens, que hoje dominam grande

parte do Bioma, cultivadas de forma extensiva e, também, sem as devidas práticas conservacionistas (BLASENHEIM, 1982).

Nesta região, as críticas ao modelo convencional de produção agrícola iniciaram no início da década de 1980 e desde então uma forte rede de agroecologia, que se iniciou como agricultura alternativa, vem sendo construída na região (CARDOSO et al., 2019). Estudantes e professores da Universidade Federal de Viçosa (UFV) participam nesse movimento desde seu início. Ainda em 1975, o Grupo Alfa de Ecologia e, na década de 1980, o Grupo de Agricultura Alternativa de Viçosa forma criados (CARDOSO et al., 2019). Nessa mesma década, diferentes ONGs socioambientalistas com propostas vinculadas à agricultura alternativa foram criadas no Brasil, entre elas o Centro de Tecnologias Alternativas da Zona da Mata (CTA-ZM), com forte influência de estudantes egressos e oriundos dos grupos estudantis de agricultura alternativa da UFV. A articulação de diferentes ONGs no Brasil levou a criação da Rede PTA (Projeto de Tecnologias Alternativas) e, em 2002, essas organizações tiveram importante papel na criação da Articulação Nacional de Agroecologia (ANA) e, em nível estadual, na criação da Articulação Mineira de Agroecologia (AMA, CARDOSO et al., 2019).

Além de professores e estudantes da UFV e técnicos do CTA-ZM, o desenvolvimento da agroecologia na região tem ocorrido com forte participação de agricultores e agricultoras organizados nos sindicatos dos trabalhadores rurais e da agricultura familiar, com apoio das Comunidades Eclesiais de Base (CEBs, BOTELHO et al., 2016). Como resultado da participação da UFV, articulada com o CTA-ZM e organizações dos agricultores e agricultoras, várias teses de doutorado, dissertações de mestrado, artigos científicos e projetos de pesquisa e extensão foram elaborados. As pesquisas têm sido feitas a partir do princípio da pesquisa-ação, o que inclui muitas ações com experimentações de diferentes práticas agroecológicas (CARDOSO et al., 2001; CARDOSO et al., 2019), dentre elas o cultivo de cafezais orgânicos em sistemas agroflorestais (SAFs).

Em 2003, a partir de ações do Sindicato dos Trabalhadores Rurais, do CTA-ZM e da EPAMIG (Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais), Edmar Lopes, agricultor do município de Araponga, iniciou a transição de sua lavoura de café para o sistema agroflorestal orgânico. Posteriormente, em 2014, a agricultura natural passou a ser adotada a partir de uma proposta da organização japonesa Shumei

Agricultura Natural. O contato de Edmar com a agricultura natural foi intermediado por um estudante da UFV, quando no exterior, pelo Programa Ciências Sem Fronteiras.

Edmar Lopes e seu filho, Pedro Lucas, manejam os resíduos vegetais (das árvores, da adubação verde e de serapilheira) para dar vida à terra, cuja saúde é observada atentamente, inclusive através da saúde das plantas. Insumos externos não são utilizados para a produção do café, o que garante, segundo o agricultor, mais sobra, em uma outra lógica econômica, cuja expansão enquanto ser humano, segundo ele, não é indicada pelo dinheiro, mas pela produção de alimentos de qualidade para a família e outras pessoas (FONTES, 2023). Atualmente parte de seu café é comercializado como orgânico via COOPFAM (Cooperativa da Agricultura Familiar) de Poço Fundo, Sul de Minas Gerais e outra parte como natural para a instituição religiosa Shumei.

Esta é uma das poucas experiências com agricultura natural no estado e ainda foi pouco estudada. Pesquisas desenvolvidas com este tipo de manejo podem contribuir para o aprimoramento das ações dos agricultores e para a disseminação de estilos de agriculturas, a exemplo da agricultura natural, e contribuir para a sustentabilidade dos agroecossistemas e da produção de alimentos de qualidade.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AB'SABER, A. N. Províncias Geológicas e Domínios Morfoclimáticos No Brasil. **Geomorfologia** 20: 1–26, 1970.
- ABEL, S.; TICCONI, C.A.; DELATORRE, C.A. Phosphate sensing in higher plants. **Physiol. Plant.** 115, 1–8, 2002.
- AISLABIE, J.; DESLIPPE, J. R.; DYMOND, J. Soil Microbes and Their Contribution to Soil Services. **Ecosystem Services in New Zealand—Conditions and Trends** 1 (12): 143–61, 2013.
- ALMEIDA, R.F.D.; NAVES, E.R.; MOTA, R.P.D. Soil quality: Enzymatic activity of soil β -glucosidase. **Global Journal of Agricultural Research and Reviews**. 3, 146-150, 2015.
- ALORI, E.T.; GLICK, B.R.; BABALOLA, O.O. Microbial Phosphorus Solubilization and Its Potential for Use in Sustainable Agriculture. **Front. Microbiol.** 8:971, 2017. doi: 10.3389/fmicb.2017.00971
- ALTIERI, M. A. Agroecologia: Bases Científicas Para Uma Agricultura Sustentável. Agropecuária. **Expressão Popular**, 2002.
- ALTIERI, M. A. **Modern Agriculture: Ecological Impacts and the Possibilities for Truly Sustainable Farming**. Berkeley: University of California, 2011.
- ALTOMARE, C.; NORVELL, W. A.; BJÖRKMAN, T.; HARMAN, G. E. Solubilization of Phosphates and Micronutrients by the Plant-Growth- Promoting and Biocontrol Fungus *Trichoderma Harzianum* Rifai 1295-22. **Applied and Environmental Microbiology** 65 (7): 2926–33, 1999.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Soil Microbial Biomass: The Eco-Physiological Approach. **Soil Biology and Biochemistry** 42 (12): 2039–43, 2010.
- BAIS, H. P., WEIR, T. L.; PERRY, L. G.; GILROY, S.; VIVANCO, J. M. The Role of Root Exudates in Rhizosphere Interactions with Plants and Other Organisms. **Annual Review of Plant Biology** 57: 233–66, 2006. <https://doi.org/10.1146/ANNUREV.ARPLANT.57.032905.105159>.
- BALDOTTO, M. A.; XAVIER, A. C. Eletroquímica de Solos Modais e de Sua Matéria Orgânica Em Ambientes Tropicais. **Revista Ceres** 61 (6): 1012–21, 2014. <https://doi.org/10.1590/0034-737X201461060018>.
- BALEZENTIENE, L. Hydrolases related to C and N cycles and soil fertility amendment: Responses to different management styles of agro-ecosystems. **Polish Journal of Environmental Studies**. 21, 1153-1159, 2012.
- BALOTA, E.L.; CHAVES, J.C.D. Enzymatic activity and mineralization of carbon and nitrogen in soil cultivated with coffee and green manures. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. 34, 1573-1583, 2010.

- BANERJEE, A.; SANYAL, S.; SEN, S. Soil phosphatase activity of agricultural land: A possible index of soil fertility. **Agricultural Science Research Journals**. 2, 412-419, 2012.
- BARNARD, J. L. Elimination of Eutrophication through Resource Recovery. In **International Conference on Nutrient Recovery from Wastewater Streams**, edited by K. Ashley, D. Mavinic, and F. Koch, 2009.
- BARROW, N. J. On the reversibility of phosphate sorption by soils. **Journal of Soil Science**, v. 34, n. 4, p. 751-758, 1983.
- BARROW, N.J. A mechanistic model for describing the sorption and desorption of phosphate by soil. **J. Soil Sci.** 34, 733–750, 1983.
- BLASENHEIM, P. L. **A Regional History of the Zona Da Mata in Minas Gerais, Brazil: 1870-1906**. Dissertation, Califórnia: Stanford University, 1982.
- BLUNDELL, R.; SCHMIDT, J. E.; IGWE, A.; CHEUNG, A. L.; VANNETTE, R. L.; GAUDIN, A. C. M.; CASTEEL, C. L. Organic Management Promotes Natural Pest Control through Altered Plant Resistance to Insects. **Nature Plants** 6:5 6 (5): 483–91, 2020. <https://doi.org/10.1038/s41477-020-0656-9>.
- BOLAN, N. S. A Critical Review on the Role of Mycorrhizal Fungi in the Uptake of Phosphorus by Plants. **Plant and Soil** 134: 189–207, 1991.
- BOTELHO, M. I. V.; CARDOSO, I. M.; OTSUKI, K. 'I Made a Pact with God, with Nature, and with Myself': Exploring Deep Agroecology. **Agroecology and Sustainable Food Systems** 40 (2): 116–31. 2016a. <https://doi.org/10.1080/21683565.2015.1115798>.
- BRAGA, J. M.; DEFELIPO, B. V. Determinação Espectrofotométrica de Fósforo Em Extratos de Solos e Plantas. **Revista Ceres** 21 (113): 73–85, 1974.
- BROECKLING, C. D.; BROZ, A. K.; BERGELSON, J.; MANTER, D. K.; VIVANCO, J. M. Root Exudates Regulate Soil Fungal Community Composition and Diversity. **Applied and Environmental Microbiology** 74 (3): 738–44, 2008. <https://doi.org/10.1128/AEM.02188-07>.
- BRONICK, C. J.; LAL, R. Soil Structure and Management: A Review. **Geoderma** 124 (1–2): 3–22, 2005. <https://doi.org/10.1016/J.GEODERMA.2004.03.005>.
- BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S.; JENKINSON, D. S. Measurement of Microbial Biomass Phosphorus in Soil. **Soil Biology and Biochemistry** 14 (4): 319–29, 1982. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(82\)90001-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(82)90001-3).
- CALDWELL, B. A. Enzyme activities as a component of soil biodiversity: a review. **Pedobiologia** 49(6):637-644, 2005.
- CAMPILLO, M. C.; VAN DER ZEE, S. E. A.T.M.; TORRENT, J. Modelling Long-Term Phosphorus Leaching and Changes in Phosphorus Fertility in Excessively Fertilized Acid Sandy Soils. **European Journal of Soil Science** 50 (3): 391–99, 1999. <https://doi.org/10.1046/J.1365-2389.1999.00244.X>.

- CARDOSO, I. M. **Phosphorus in Agroforestry Systems: A Contribution to Sustainable Agriculture in the Zona Da Mata of Minas Gerais, Brazil**. Ph.D. Thesis, Wageningen: Wageningen University, 2002.
- CARDOSO, I. M.; BODDINGTON, C.; JANSSEN, B. H.; OENEMA, O.; KUYPER, W. Distribution of Mycorrhizal Fungal Spores in Soils under Agroforestry and Monocultural Coffee Systems in Brazil. **Agroforestry Systems** 58: 33–43, 2003.
- CARDOSO, I. M.; GUIJT, I.; FRANCO, F. S.; CARVALHO, A. F.; FERREIRA NETO, P. S. Continual Learning for Agroforestry System Design: University, NGO and Farmer Partnership in Minas Gerais, Brazil. **Agricultural Systems** 69 (3): 235–57, 2001a. [https://doi.org/10.1016/S0308-521X\(01\)00028-2](https://doi.org/10.1016/S0308-521X(01)00028-2).
- CARDOSO, I. M.; JANSSEN, B. H.; OENEMA, O.; KUYPER, T. W. Phosphorus Pools in Oxisols under Shaded and Unshaded Coffee Systems on Farmers' Fields in Brazil. **Agroforestry Systems** 58 (1): 55–64, 2003. <https://doi.org/10.1023/A:1025436908000>.
- CARDOSO, I. M.; KUYPER, T. W. Mycorrhizas and Tropical Soil Fertility. **Agriculture, Ecosystems & Environment** 116: 72–84, 2006.
- CARDOSO, I. M.; MUGGLER, C. C.; MENDONÇA, M. A. F. C.; SILVA, L. H.; BOTELHO, M. I. V.; CRUZ, N. A. C.; et al. *In*: HALISKI, A. M.; LOPES, K. C. S. A.; LOPES, P. R.; PADILHA, R. F. S. J. Saber e fazer Agroecológico. Curitiba: **Editora CRV**, P.31-44, 2019.
- CARDOSO. Continual Learning for Agroforestry System Design: University, NGO and Farmer Partnership in Minas Gerais, Brazil. **Agricultural Systems** 69 (3): 235–57, 2001b. [https://doi.org/10.1016/S0308-521X\(01\)00028-2](https://doi.org/10.1016/S0308-521X(01)00028-2).
- CESSA, R. M. A.; VITORINO, A. C. T.; CELI, L.; NOVELINO, J. O.; BARBERIS, E. Phosphorus Adsorption by Clay Fractions in the Presence of Fulvic Acid. **Revista Brasileira de Ciência Do Solo** 34 (5): 1535–42, 2010. <https://doi.org/10.1590/S0100-06832010000500006>.
- CFSEMG. **5a Aproximação - Recomendações Para o Uso de Corretivos e Fertilizantes Em Minas Gerais**, 1999.
- CHANDER, K.; GOYAL, S.; NANDAL, D. P.; KAPOOR, K. K. Soil Organic Matter, Microbial Biomass and Enzyme Activities in a Tropical Agroforestry System. **Biology and Fertility of Soils** 27 (2): 168–72, 1998. <https://doi.org/10.1007/S003740050416>.
- CHAVEZ-TAFUR, J. Aprender Com a Prática: Uma Metodologia Para Sistematização de Experiências. **Agriculturas**, 2007.
- CHEN, Y. P.; REKHA, P. D.; ARUN, A. B.; SHEN, F. T.; LAI, W. A.; YOUNG, C. C. Phosphate Solubilizing Bacteria from Subtropical Soil and Their Tricalcium Phosphate Solubilizing Abilities. **Applied Soil Ecology** 34 (1): 33–41, 2006. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.12.002>.
- CHUNG, H.; MYOUNGSU, P.; MADHAIYAN, M.; SESHADRI, S.; SONG, J.; CHO, H.; SA, T. Isolation and Characterization of Phosphate Solubilizing Bacteria from the

- Rhizosphere of Crop Plants of Korea. **Soil Biology and Biochemistry** 37 (10): 1970–74, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.02.025>.
- COLE, P. G.; CUTLER, A. R.; KOBELT, A. J.; HORNE, P. A. Acute and Long-Term Effects of Selective Insecticides on *Micromus Tasmaniae* Walker (Neuroptera: Hemerobiidae), *Coccinella Transversalis* F. (Coleoptera: Coccinellidae) and *Nabis Kinbergii* Reuter (Hemiptera: Miridae). **Australian Journal of Entomology** 49 (2): 160–65, 2010. <https://doi.org/10.1111/J.1440-6055.2009.00743.X>.
- CONAB. **Acompanhamento Da Safra Brasileira de Café**. 4th ed. Vol. 4, 2017.
- CONDON, L.M.; TURNER, B.L.; CADE-MENUN, B.J.; SIMS, J.; SHARPLEY, A. Chemistry and dynamics of soil organic phosphorus. **Phosphorus: Agriculture and the environment**, 87-121, 2005.
- CORDELL, D.; WHITE, S. Peak Phosphorus: Clarifying the Key Issues of a Vigorous Debate about Long-Term Phosphorus Security. **Sustainability**, Vol. 3, Pages 2027–2049 3 (10): 2027–49, 2011. <https://doi.org/10.3390/SU3102027>.
- CORDELL. Life's Bottleneck: Sustaining the World's Phosphorus for a Food Secure Future. **Annual Review of Environment and Resources** 39 (October): 161–88, 2014. <https://doi.org/10.1146/ANNUREV-ENVIRON-010213-113300>.
- CRASWELL, E. T.; LEFROY, R. D. B. The Role and Function of Organic Matter in Tropical Soils. **Managing Organic Matter in Tropical Soils: Scope and Limitations**, 7–18, 2001. https://doi.org/10.1007/978-94-017-2172-1_2.
- CURWIN, B. D.; HEIN, M. J.; SANDERSON, W. T.; NISHIOKA, M. G.; REYNOLDS, S. J.; WARD, E. M.; ALAVANJA, M. C. Pesticide Contamination inside Farm and Nonfarm Homes. **Journal of Occupational and Environmental Hygiene** 2 (7): 357–67, 2005. <https://doi.org/10.1080/15459620591001606>.
- DALAI, R. C. Soil Organic Phosphorus. **Advances in Agronomy** 29: 83–117, 1977.
- DEAN, W. A Ferro e Fogo: A História Da Devastação Da Mata Atlântica. **Companhia Das Letras**. 2nd ed. São Paulo: Companhia das Letras, 1997.
- DEBNATH, A.; DAS, A. C.; MUKHERJEE, D. Studies on the Decomposition of Non-Conventional Organic Wastes in Soil. **Microbiological Research** 149 (2): 195–201, 1994. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0944-5013\(11\)80118-7](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0944-5013(11)80118-7).
- DEFELIPO, B. V.; RIBEIRO, A. C. **Análise Química Do Solo: Metodologia**. Vol. 29, 1981.
- DENG, L.; DAI, J.; CAO, H.; XU, M. Effects of an Organophosphorous Insecticide on Survival, Fecundity, and Development of *Hyllyphantes Graminicola* (Sundevall) (Araneae: Linyphiidae). **Environmental Toxicology and Chemistry** 25 (11): 3073–77, 2006. <https://doi.org/10.1897/06-194R.1>.
- DEXTER, A. R. Soil Physical Quality: Part I. Theory, Effects of Soil Texture, Density, and Organic Matter, and Effects on Root Growth. **Geoderma** 120 (3–4): 201–14, 2004a. <https://doi.org/10.1016/J.GEODERMA.2003.09.004>.

- DEXTER, A. R. Soil Physical Quality: Part II. Friability, Tillage, Tilth and Hard-Setting. **Geoderma** 120 (3–4): 215–25, 2004b. <https://doi.org/10.1016/J.GEODERMA.2003.09.005>.
- DEXTER, A. R. Soil Physical Quality: Part III: Unsaturated Hydraulic Conductivity and General Conclusions about S-Theory. **Geoderma** 120 (3–4): 227–39, 2004c. <https://doi.org/10.1016/J.GEODERMA.2003.09.006>.
- DICK, R. P. **Soil enzyme activities as indicators of soil quality**. Defining soil quality for a sustainable environment, v. 35, p. 107-124, 1994.
- DICK, W. A.; CHENG, L.; WANG, P. Soil acid and alkaline phosphatase activity as pH adjustment indicators. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 32, n. 13, p. 1915-1919, 2000.
- DIEZ HURTADO, A. Guía Metodológico Para La Sistematizacion de Experiencias Del Secretariado Rural. **Lima: Secretariado Rural Do Peru**, 2001.
- DOLLINGER, J.; JOSE, S. Agroforestry for Soil Health. **Agroforestry Systems** 92 (2): 213–19, 2018. <https://doi.org/10.1007/S10457-018-0223-9>.
- DOLLINGER, J.; JOSE, S. Correction to: Agroforestry for Soil Health (Agroforestry Systems, (2018), 92, 2, (213-219), 10.1007/S10457-018-0223-9). **Agroforestry Systems** 93 (3): 1205, 2019. <https://doi.org/10.1007/S10457-018-0227-5>.
- DRIVER, J. “Phosphates Recovery for Recyling from Sewage and Animal Wastes.” **Phosphorus and Potassium**, no. 216: 17–21, 1998.
- DUARTE, E. M. G. **Ciclagem de nutrientes por àrvores em sistemas agroflorestais na Mata Atlântica**. 2007. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Viçosa.
- DUBOIS, J. The Role of Agroforestry in the Sustainable Development of the Amazon. **Third Meeting of the Participants of the Pilot Program to Conserve the Brazilian Rain Forest**, 1996.
- ECOSANRES. **Closing the Loop on Phosphorus**. 2008. Disponível em: www.ecosanres.org. Acessado em: 22 de setembro de 2022.
- EHLERS, E. A Agricultura Alternativa: Uma Visão Histórica. **Estudos Econômicos** 24: 231–62, 1994.
- EMBRAPA. **Manual de Metodos de Análise de Solo**. Embrapa, 1997.
- EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos - SiBCS**. 5th ed. Brasília, 2018.
- FAO. **World Fertilizer Trends and Outlook to 2020**. 2017. Disponível em: www.fao.org/publications. Acessado em: 22 de setembro de 2022.
- FENICE, M.; SELBMAN, L.; FEDERICI, F.; VASSILEV, N. Application of Encapsulated Penicillium Variabile P16 in Solubilization of Rock Phosphate. **Bioresource Technology** 73 (2): 157–62, 2000. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(99\)00150-9](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(99)00150-9).

- FIGUEIREDO FILHO, A.; MORAES, G. F.; SCHAAF, L. B., FIGUEIREDO, D. J. Avaliação Estacional Da Deposição de Serapilheira Em Uma Floresta Ombrófila Mista Localizada No Sul Do Estado Do Paraná. **Ciência Florestal** 13 (1): 11–18, 2005. <https://doi.org/10.5902/198050981718>.
- FIXEN, P. E.; JOHNSTON, A. M. World Fertilizer Nutrient Reserves: A View to the Future. **Journal of the Science of Food and Agriculture** 92 (5): 1001–5, 2012. <https://doi.org/10.1002/JSFA.4532>.
- FONTES, L. S. Edmar – legendado (1 de 9). YouTube, 23 de maio de 2023. Disponível em: https://www.youtube.com/watch?v=3Ex5Zy1_ods&list=PL1sDDCXw6ji9UiHrJiWuHbWJP1k509zrH&index=1. Acessado em: 29 de junho de 2023.
- FREITAS, J. R.; BANERJEE, M. R.; GERMIDA, J. J. Phosphate-Solubilizing Rhizobacteria Enhance the Growth and Yield but Not Phosphorus Uptake of Canola (*Brassica Napus* L.). **Biology and Fertility of Soils** 24 (4): 358–64, 1997. <https://doi.org/10.1007/S003740050258>.
- FUJII, K.; SHIBATA, M.; KITAJIMA, K.; ICHIE, T.; KITAYAMA, K.; TURNER, B. L. Plant–Soil Interactions Maintain Biodiversity and Functions of Tropical Forest Ecosystems. **Ecological Research** 33 (1): 149–60, 2018. <https://doi.org/10.1007/S11284-017-1511-Y>.
- GAMA-RODRIGUES, A.C.; BARROS, N. F.; SANTOS, M. L. Decomposição e Liberação de Nutrientes Do Folheto de Espécies Florestais Nativas Em Plantios Puros e Mistos No Sudeste Da Bahia. **Revista Brasileira de Ciências Do Solo** 27 (6): 1021–31, 2003.
- GATIBONI, L. C.; CONDRON, L. M. A Rapid Fractionation Method for Assessing Key Soil Phosphorus Parameters in Agroecosystems. **Geoderma** 385 (March), 2021. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2020.114893>.
- GIANFREDA, L. Enzymes of importance to rhizosphere processes. **Journal of soil science and plant nutrition**, v. 15, n. 2, p. 283-306, 2015.
- GLIESSMAN, S. R. Agroecology: The Ecology of Sustainable Food Systems. **CRC Press**, 2014.
- GOLFARI, L. **Zoneamento Ecológico Do Estado de Minas Gerais Para Reflorestamento**. Rio de Janeiro: IBDF/FAO, 1975.
- GONÇALVES, M. O. **A Agricultura Natural Como Referência Para o Desenvolvimento Sustentável: Centro de Pesquisa Mokiti Okada**. Dissertação, Maringá: Universidade Estadual de Maringá, 2016.
- GUSTAFSSON, J.P.; MWAMILA, L.B.; KERGOAT, K. The pH dependence of phosphate sorption and desorption in Swedish agricultural soils. **Geoderma** 189-190, 304–311, 2012.
- HAYNES, R. J. Lime and Phosphate in the Soil-Plant System. **Advances in Agronomy** 37: 249–315, 1984. [https://doi.org/10.1016/S0065-2113\(08\)60456-3](https://doi.org/10.1016/S0065-2113(08)60456-3).

- HILDA, R.; FRAGA, R. Phosphate Solubilizing Bacteria and Their Role in Plant Growth Promotion. **Biotechnol Adv** 17: 319–59, 1999.
- IBGE. **Censo Agropecuário 2006: Brasil, Grandes Regiões e Unidades Da Federação**. Rio de Janeiro, 2006.
- IFA, 2020 **Production and trade statistics**. International Fertilizer Industry Association. <http://www.fertilizer.org/ifa/HomePage/STATISTICS/Production-and-trade> (accessed 15 Feb 2020).
- ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of Inorganic Calcium Phosphates—Solubilization Mechanisms. **Soil Biology and Biochemistry** 27 (3): 257–63, 1995. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0038-0717\(94\)00190-C](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0038-0717(94)00190-C).
- ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of Inorganic Phosphates by Microorganisms Isolated from Forest Soils. **Soil Biology and Biochemistry** 24 (4): 389–95, 1992. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(92\)90199-8](https://doi.org/10.1016/0038-0717(92)90199-8).
- INGLE, K. P.; PADOLE, D. A. Phosphate Solubilizing Microbes: An Overview. **Int J Curr Microbiol Appl Sci** 6 (1): 844–52, 2017.
- JACOBS, H.; BOSWELL, G. P.; RITZ, K.; DAVIDSON, F. A.; GADD, G. M. Solubilization of Calcium Phosphate as a Consequence of Carbon Translocation by *Rhizoctonia Solani*. **FEMS Microbiology Ecology** 40 (1): 65–71, 2002. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2002.tb00937.x>.
- JOHNSON, A. H.; FRIZANO, J.; VANN, D. R. Biogeochemical Implications of Labile Phosphorus in Forest Soils Determined by the Hedley Fractionation Procedure. **Oecologia** 135 (4): 487–99, 2003. <https://doi.org/10.1007/S00442-002-1164-5/FIGURES/6>.
- JORQUERA, M. A., CROWLEY, D. E., MARSCHNER, P., GREINER, R., FERNANDEZ, M. T., ROMERO, D., et al. Identification of β -propeller phytase-encoding genes in culturable *Paenibacillus* and *Bacillus* sp. from the rhizosphere of pasture plants on volcanic soils. **FEMS Microbiol. Ecol.** 75, 163–172, 2011. doi: 10.1111/j.1574-6941.2010.00995.x
- JUNIOR, M. M.; MELO, W. J. Alterações Na Matéria Orgânica e Na Biomassa Microbiana Em Solo de Mata Natural Submetido a Diferentes Manejos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 35 (6): 1177–82, 2000.
- KAI, M.; TAKAZUMI, K.; ADACHI, H.; WASAKI, J.; SHINANO, T.; OSAKI, M. Cloning and characterization of four phosphate transporter cdnas in tobacco. **Plant Science**. 163, 837-846, 2002.
- KASCHUK, G.; ALBERTON, O.; HUNGRIA, M. Quantifying Effects of Different Agricultural Land Uses on Soil Microbial Biomass and Activity in Brazilian Biomes: Inferences to Improve Soil Quality. **Plant and Soil** 338 (1): 467–81, 2011. <https://doi.org/10.1007/S11104-010-0559-Z>.
- KAUWENBERGH, S. J.; STEWART, M.; MIKKELSEN, R. World Reserves of Phosphate Rock—a Dynamic and Unfolding Story. **Better Crops** 97: 18–20, 2013.

- KAY, S.; KÜHN, E.; ALBRECHT, M.; SUTTER, L.; SZERENCSEITS, E., HERZOG, F. Agroforestry Can Enhance Foraging and Nesting Resources for Pollinators with Focus on Solitary Bees at the Landscape Scale. **Agroforestry Systems** 94 (2): 379–87, 2020.
- KHAN, A. A.; JILANI, G.; AKHTAR, M. S.; NAQVI, S. M. S.; RASHEED, M. Phosphorus Solubilizing Bacteria: Occurrence, Mechanisms and Their Role in Crop Production. **J. AGRIC. BIOL. SCI.** 1 (1): 48–58, 2009.
- KHAN, M. S.; ZAIDI, A.; AHMAD, M.; OVES, M.; WANI, P. A. “Plant Growth Promotion by Phosphate Solubilizing Fungi – Current Perspective.” **Archives of Agronomy and Soil Science** 56 (1): 73–98, 2010. <https://doi.org/10.1080/03650340902806469>.
- KPOMBLEKOU-A, K.; TABATABAI, M. A. Effect of Organic Acids on Release of Phosphorus from Phosphate Rocks¹. **Soil Science** 158 (6): 442–53, 1994.
- KUMAR, V.; BEHL, R. K.; NARULA, N. Establishment of Phosphate-Solubilizing Strains of *Azotobacter Chroococcum* in the Rhizosphere and Their Effect on Wheat Cultivars under Green House Conditions. **Microbiological Research** 156 (1): 87–93, 2001. <https://doi.org/10.1078/0944-5013-00081>.
- LAL, R. Anthropogenic Influences on World Soils and Implications to Global Food Security. **Advances in Agronomy** 93 (SUPPL.): 69–93, 2007. [https://doi.org/10.1016/S0065-2113\(06\)93002-8](https://doi.org/10.1016/S0065-2113(06)93002-8).
- LANGE, M.; EISENHAEUER, N.; SIERRA, C. A.; BESSLER, H.; ENGELS, C.; GRIFFITHS, R. I., MELLADO-VÁZQUEZ, P. G.; et al. Plant Diversity Increases Soil Microbial Activity and Soil Carbon Storage. **Nature Communications** 6 (April), 2015. <https://doi.org/10.1038/NCOMMS7707>.
- LU, X. et al. Long-term application of fertilizer and manures affect P fractions in Mollisol. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, p. 1-12, 2020.
- MACDONALD, G. K.; BENNET, E. M.; POTTER, P. A.; RAMANKUTTY, N. Agronomic Phosphorus Imbalances across the World's Croplands. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 108 (7): 3086–91, 2011. <https://doi.org/10.1073/PNAS.1010808108>.
- MAGID, J.; TIESSEN, H.; CONDRON, L.M. Dynamics of Organicphosphorus in Soils under Natural and Agriculturecosystems. In **Humic Substances Interrestrial Ecosystems**, edited by A. Piccolo, 429–66, 1996. Amsterdam: Elsevier.
- MASSENSINI, A. M.; TÓTOLA, M. R.; BORGES, A. C.; COSTA, M. D. Potential Phosphate Solubilization Mediated by Rhizospheric Microbiota of Eucalyptus Cultivated in a Typical Toposequence of the Zona Da Mata, Minas Gerais. **Revista Brasileira de Ciência Do Solo** 39 (3), 2015. <https://doi.org/https://doi.org/10.1590/01000683rbc20140339>.
- MCGUINNESS, M.; DOWLING, D. Plant-Associated Bacterial Degradation of Toxic Organic Compounds in Soil. **Int. J. Environ. Res. Public Health** 6: 2226–47, 2009. <https://doi.org/10.3390/ijerph6082226>.

- MELLO, J. W. V. e PEREZ, D. V. Equilíbrio químico das reações no solo. In: Química e mineralogia do solo, conceitos básicos e aplicações (eds. MELO, V. F. e ALLEONI, L. R. F.). **SBCS**, Viçosa, 2009. 1381p.
- MENDES, G. O.; FREITAS, A. L. M.; PEREIRA, O. L.; SILVA, I. R.; VASSILEV, N. B.; COSTA, M. D. Mechanisms of Phosphate Solubilization by Fungal Isolates When Exposed to Different P Sources. **Annals of Microbiology** 64 (1): 239–49, 2014. <https://doi.org/10.1007/S13213-013-0656-3/TABLES/4>.
- MENDES, G. O.; ZAFRA, D. L.; VASSILEV, N. B.; SILVA, I. R.; RIBEIRO, J. I.; COSTA, M. D. Biochar Enhances *Aspergillus Niger* Rock Phosphate Solubilization by Increasing Organic Acid Production and Alleviating Fluoride Toxicity. **Applied and Environmental Microbiology** 80 (10): 3081–85, 2014. <https://doi.org/10.1128/AEM.00241-14>.
- MEW, M. C. Phosphate Rock Costs, Prices and Resources Interaction. **Science of The Total Environment** 542 (January): 1008–12, 2016. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2015.08.045>.
- MITTERMEIER, R. A.; GIL, P. R.; HOFFMANN, M.; PILGRIM, J.; BROOKS, J.; MITTERMEIER, C. G.; LAMOURUX, J.; FONSECA, G. A. B. Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions. **Cemex**, 2004.
- MUNNS, D. N.; FOX, R. L. The slow reaction which continues after phosphate adsorption: Kinetics and equilibrium in some tropical soils. **Soil Science Society of America Journal**, v. 40, n. 1, p. 46-51, 1976.
- MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C.G.; FONSECA, G. A. B.; KENT, J. Biodiversity Hotspots for Conservation Priorities. **Nature** 403: 853–58, 2000.
- NANNIPIERI, P.; GIAGNONI, L.; LANDI, L.; RENELLA, G. Role of phosphatase enzymes in soil. Phosphorus in action. **Springer**, 2011.
- NASCIMENTO, J. M.; NETTO, J. A. F. V.; VALADARES, R. V.; MENDES, G. O.; SILVA, I. R.; VERGÜTZ, L.; COSTA, M. D. *Aspergillus Niger* as a Key to Unlock Fixed Phosphorus in Highly Weathered Soils. **Soil Biology and Biochemistry** 156 (May), 2021. <https://doi.org/10.1016/J.SOILBIO.2021.108190>.
- NAUTIYAL, C. S. An Efficient Microbiological Growth Medium for Screening Phosphate Solubilizing Microorganisms. **FEMS Microbiology Letters** 170 (1): 265–70, 1999. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.1999.tb13383.x>.
- NESET, T. S. S.; CORDELL, D. Global Phosphorus Scarcity: Identifying Synergies for a Sustainable Future. **Journal of the Science of Food and Agriculture** 92 (1): 2–6, 2012. <https://doi.org/10.1002/JSFA.4650>.
- NIEDERBERGER, J.; KOHLER, M.; BAUHUS, J. Distribution of Phosphorus Fractions with Different Plant Availability in German Forest Soils and Their Relationship with Common Soil Properties and Foliar P Contents. **Soil** 5 (2): 189–204, 2019. <https://doi.org/10.5194/soil-5-189-2019>.

- NORRISH, K.; ROSSER, H. Mineral Phosphate. In **Soils: An Australian Viewpoint**, 335–61, 1983. Melbourne: Academic Press.
- NOVAIS, R. F.; SMYTH, T. J. **Fósforo Em Solo e Planta Sob Condições Tropicais**. Universidade Federal de Viçosa, 1999.
- NUNES, A. L. P.; CORTEZ, G. L. D. S.; ZARO, G. C.; ZORZENONI, T. O.; MELO, T. R. D.; FIGUEIREDO, A.; GUIMARÃES, M. D. F. Soil Morphostructural Characterization and Coffee Root Distribution under Agroforestry System with *Hevea Brasiliensis*. **Scientia Agricola** 78, 2020.
- OEHL, Fritz et al. Kinetics of microbial phosphorus uptake in cultivated soils. **Biology and Fertility of Soils**, v. 34, p. 31-41, 2001.
- OKADA, M. **Alicerce Do Paraíso**. 5th ed. São Paulo: Fundação Mokiti Okada, 2008.
- OLIVEIRA, R. D.; OLIVEIRA, M. D. **Pesquisa Social Educativa: Conhecer a Realidade Para Poder Transformá-La**. In *Pesquisa Participante*, edited by CR Brandão, 2nd ed., 17–33, 1982. São Paulo: Editora Brasiliense.
- OTHMAN, R.; PANHWAR Q. A. Phosphate-Solubilizing Bacteria Improves Nutrient Uptake in Aerobic Rice. In *Phosphate Solubilizing Microorganisms*, 207–24, 2014. **Springer**.
- PALM, C.; SANCHEZ, P.; AHAMED, S.; AWITI, A. Soils: A Contemporary Perspective. **Annual Review of Environment and Resources** 32 (January), 2007.
- PARFITT, R. L., RUSSELL, J. D. Adsorption on hydrous oxides IV. Mechanisms of adsorption of various ions in goethite. **J. Soil Sci.** 28:397-305, 1977.
- PARFITT, R.L. Anion Adsorption by Soils and Soil Materials. **Advances in Agronomy**, 30, 1-50, 1978. [http://dx.doi.org/10.1016/S0065-2113\(08\)60702-6](http://dx.doi.org/10.1016/S0065-2113(08)60702-6)
- PARFITT, Roger L.; ATKINSON, Roger J.; SMART, Roger St C. The mechanism of phosphate fixation by iron oxides. **Soil Science Society of America Journal**, v. 39, n. 5, p. 837-841, 1975.
- PAVINATO, P. S.; ROSOLEM, C. A. Disponibilidade de Nutrientes No Solo: Decomposição e Liberação de Compostos Orgânicos de Resíduos Vegetais. **Revista Brasileira de Ciência Do Solo** 32 (3), 2008. <https://doi.org/10.1590/S0100-06832008000300001>.
- PUGA, M.I.; ROJAS-TRIANA, M.; LORENZO, L.; LEYVA, A.; RUBIO, V.; PAZ-ARES, J. Novel signals in the regulation of Pi starvation responses in plants: Facts and promises. **Curr. Opin. Plant Biol.** 2017, 39, 40–49.
- PUMARIÑO, L.; SILESHI, G. W.; GRIPENBERG, S.; KAARTINEN, R.; BARRIOS, E.; MUCHANE, M. N.; JONSSON, M. Effects of Agroforestry on Pest, Disease and Weed Control: A Meta-Analysis. **Basic and Applied Ecology** 16 (7): 573–82, 2015.
- REYES, I.; BERNIER, L.; ANTOUN, H. Rock Phosphate Solubilization and Colonization of Maize Rhizosphere by Wild and Genetically Modified Strains of *Penicillium Rugulosum*. **Microbial Ecology** 44 (1): 39–48, 2002. <https://doi.org/10.1007/S00248-002-1001-8>.

- REZENDE, Maíra Queiroz. **Etnoecologia e controle biológico conservativo em cafeeiros sob sistemas agroflorestais**. 2010.
- RICHARDSON, A. E. Prospects for Using Soil Microorganisms to Improve the Acquisition of Phosphorus by Plants. **Australian Journal of Plant Physiology** 28: 897–906, 2001.
- RICHARDSON, A. E., and SIMPSON, R. J. Soil microorganisms mediating phosphorus availability. **Plant Physiol.** 156, 989–996, 2011. doi: 10.1104/pp.111.175448
- RICHTER, D. D.; ALLEN, H. L.; LI, J.; MARKEWITZ, D.; RAIKES, J. Bioavailability of Slowly Cycling Soil Phosphorus: Major Restructuring of Soil P Fractions over Four Decades in an Aggrading Forest. **Oecologia** 150 (2): 259–71, 2006. <https://doi.org/10.1007/S00442-006-0510-4>.
- RISKIN, S. H.; PORDER, S.; SCHIPANSKI, M. E.; BENNET, E. M.; NEILL, C. Regional Differences in Phosphorus Budgets in Intensive Soybean Agriculture. **BioScience** 63 (1): 49–54, 2013. <https://doi.org/10.1525/BIO.2013.63.1.10>.
- RODRIGUES, M.; PAVINATO, P. S.; WITHERS, P. J. A.; TELES, A. P. B.; HERRERA, W. F. B. Legacy phosphorus and no tillage agriculture in tropical oxisols of the Brazilian savanna. **Science of the Total Environment**, 542, 1050-1061, 2016.
- RODRÍGUEZ, H.; FRAGA, R. Phosphate Solubilizing Bacteria and Their Role in Plant Growth Promotion. **Biotechnology Advances** 17: 319–39, 1999.
- ROSMARIN, A. The Precarious Geopolitics of Phosphorous. **Down to Earth** 30: 27–34, 2004.
- ROY, E. D.; RICHARDS, P. D.; MARTINELLI, L. A.; COLETTA, L. D.; LINS, S. R. M.; VAZQUEZ, F. F.; WILLIG, E.; SPERA, S. A.; VANWEY, L. K.; PORDER, S. The Phosphorus Cost of Agricultural Intensification in the Tropics. **Nature Plants** 2 (5): 1–6, 2016. <https://doi.org/10.1038/nplants.2016.43>.
- RUNGE-METZGER, A. Closing the Cycle: Obstacles to Efficient P Management for Improved Global Food Security. **Scientific Committee on Problems of the Environment International Council of Scientific Unions** 54: 27–42, 1995.
- SARCINELLI, T. S.; SCHAEFER, C. E. G. R.; LYNCH, L. S.; ARATO, H. D.; VIANA, J. H. M.; ALBUQUERQUE FILHO, M. R.; GONÇALVES, T. T. Chemical, Physical and Micromorphological Properties of Termite Mounds and Adjacent Soils along a Toposequence in Zona Da Mata, Minas Gerais State, Brazil. **CATENA** 76 (2): 107–13, 2009. <https://doi.org/10.1016/J.CATENA.2008.10.001>.
- SATTARI, S. Z.; BOUWMAN, A. F.; GILLER, K. E.; VAN ITTERSUM, M. K. Residual Soil Phosphorus as the Missing Piece in the Global Phosphorus Crisis Puzzle. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 109 (16): 6348–53, 2012. <https://doi.org/10.1073/PNAS.1113675109>.
- SCHLATTER, D.; KINKEL, L.; THOMASHOW, L.; WELLER, D.; PAULITZ, T. Disease Suppressive Soils: New Insights from the Soil Microbiome. **Phytopathology** 107: 1284–97, 2017.

- SCHRIJVER, A.; VESTERDAL, L.; HANSEN, K.; FRENNE, P.; AUGUSTO, L.; ACHAT, D. L.; STAELENS, J., et al. Four Decades of Post-Agricultural Forest Development Have Caused Major Redistributions of Soil Phosphorus Fractions. **Oecologia** 169 (1): 221–34, 2012. <https://doi.org/10.1007/S00442-011-2185-8>
- SESHACHALA, U; TALLAPRAGADA, P. Phosphate Solubilizers from the Rhizosphere of Piper Nigrum l. in Karnataka, India. **Chilean Journal of Agricultural Research** 72 (3): 397, 2012.
- SHEN, J.; YUAN, L.; ZHANG, J.; LI, H.; BAI, Z.; CHEN, X.; ZHANG, W.; ZHANG, F. Focus Issue on Phosphorus Plant Physiology: Phosphorus Dynamics: From Soil to Plant. **Plant Physiology** 156 (3): 997, 2011. <https://doi.org/10.1104/PP.111.175232>.
- SILVA, I. R.; MENDONÇA, E.S. **Matéria Orgânica Do Solo**. In *Fertilidade Do Solo*, edited by R.F. Novais, V.H. Alvarez, N. Fernandes, R.L. Fontes, R.B. Cantarutti, and J.C.L. Neves. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 275–374, 2007.
- SMIL, V. Phosphorus in the Environment: Natural Flows and Human Interferences. **Annual Review of Energy and the Environment** 25: 53–88, 2000.
- SMIT, A. L.; BINDRABAN, P. S.; SCHRÖDER, J. J.; CONJIN, J. G.; VANDER MEER, H. G. **Phosphorus in Agriculture: Global Resources, Trends and Developments: Report to the Steering Committee Technology Assessment of the Ministry of Agriculture**, 2009.
- SOLLINS, P.; ROBERTSON, G. P.; UEHARA, G. Nutrient Mobility in Variable- and Permanent-Charge Soils. **Biogeochemistry** 1988 6:3 6 (3): 181–99, 1988. <https://doi.org/10.1007/BF02182995>.
- SOUZA, H. N.; CARDOSO, I. M.; MENDONÇA, E. S.; CARVALHO, F. A.; GJORUP, D. F.; OLIVEIRA, G. B.; BONFIN, V. R. Learning by Doing: A Participatory Methodology for Systematization of Experiments with Agroforestry Systems, with an Example of Its Application. **Agroforest Syst.** 2012. <https://doi.org/10.1007/s10457-012-9498-4>.
- STEVENSON, F. J.; COLE, M. A. **Cycles of Soils: Carbon, Nitrogen, Phosphorus, Sulfur, Micronutrients**. John Wiley & Sons, 1999.
- TANG, J.; RILEY, W. J. On the modeling paradigm of plant root nutrient acquisition. **Plant and Soil**, v. 459, p. 441-451, 2021.
- TARAFDAR, J. C.; CLAASSEN, N. Organic phosphorus compounds as a phosphorus source for higher plants through the activity of phosphatases produced by plant roots and microorganisms. **Biology and Fertility of Soils** 5(4):308-312, 1988.
- TATE, K. R., NEWMAN, R. H. Phosphorus Fractions of a Climosequence of Soils in New Zealand Tussock Grassland. **Soil Biology and Biochemistry** 14 (3): 191–96, 1982.
- TEIXEIRA, Heitor Mancini et al. Impact of agroecological management on plant diversity and soil-based ecosystem services in pasture and coffee systems in the Atlantic forest of Brazil. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 305, p. 107171, 2021.

- THOMAZINI, A.; MENDONÇA, E. S.; CARDOSO, I. M.; GARBIN, M. L. SOC Dynamics and Soil Quality Index of Agroforestry Systems in the Atlantic Rainforest of Brazil. **Geoderma Regional** 5: 15–24, 2015.
- TUMWEBAZE, S. B.; BYAKAGABA, P. Soil Organic Carbon Stocks under Coffee Agroforestry Systems and Coffee Monoculture in Uganda. **Agriculture, Ecosystems & Environment** 216: 188–93, 2016.
- TWEETEN, L. Agricultural Policy Analysis Tools for Economic Development. **Agricultural Policy Analysis Tools for Economic Development**, January, 1–402, 2019.
- UNGER, I. M.; GOYNE, K. W.; KREMER, R. J.; KENNEDY, A. C. Microbial Community Diversity in Agroforestry and Grass Vegetative Filter Strips. **Agroforestry Systems** 87 (2): 395–402, 2013. <https://doi.org/10.1007/S10457-012-9559-8/FIGURES/4>.
- VACCARI, D. A. Phosphorus: A Looming Crisis. **Sci Am** 300 (6): 9–54, 2009. <https://doi.org/10.1038/scientificamerican0609-54>.
- VARAH, A.; JONES, H.; SMITH, J.; POTTS, S. G. Temperate Agroforestry Systems Provide Greater Pollination Service than Monoculture. **Agriculture, Ecosystems & Environment** 301: 107031, 2020.
- VASSILEV, N; VASSILEVA, M. Biotechnological Solubilization of Rock Phosphate on Media Containing Agro-Industrial Wastes. **Applied Microbiology and Biotechnology** 61 (5–6): 435–40, 2003. <https://doi.org/10.1007/S00253-003-1318-3>.
- VERBON, E. H.; LIBERMAN, L. M. Beneficial Microbes Affect Endogenous Mechanisms Controlling Root Development. **Trends in Plant Science** 21 (3): 218–29, 2016. <https://doi.org/10.1016/J.TPLANTS.2016.01.013>.
- WANG, F.; DENG, M.; XU, J.; ZHU, X.; MAO, C. Molecular mechanism of phosphate signaling in plants. **Semin. Cell Dev. Biol.** 74, 114–122, 2018.
- WANG, Y. T. et al. Characterization of sedimentary phosphorus in Lake Erie and on-site quantification of internal phosphorus loading. **Water Research**, v. 188, p. 116525, 2021.
- WANI, P. A.; ZAIDI, A.; KHAN, A. A.; KHAN, M. S. Effect of Phorate on Phosphate Solubilization and Indole Acetic Acid Releasing Potentials of Rhizospheric Microorganisms. **Ann PI Protec Sci** 13: 139–44, 2005.
- WEI, L.; CHEN, C.; XU, Z. Citric Acid Enhances the Mobilization of Organic Phosphorus in Subtropical and Tropical Forest Soils. **Biology and Fertility of Soils** 46 (7): 765–69, 2010. <https://doi.org/10.1007/S00374-010-0464-X/FIGURES/2>.
- WINKLERPRINS, A. M.; SANDOR, J. A. Local Soil Knowledge: Insights, Applications, and Challenges. **Geoderma** 3 (111): 165–70, 2003.
- WRIGHT, A. L. Phosphorus Sequestration in Soil Aggregates after Long-Term Tillage and Cropping. **Soil and Tillage Research** 103 (2): 406–11, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.still.2008.12.008>.

- YANG, X.; POST, W. M. Phosphorus Transformations as a Function of Pedogenesis: A Synthesis of Soil Phosphorus Data Using Hedley Fractionation Method. **Biogeosciences** 8 (10): 2907–16, 2011. <https://doi.org/10.5194/BG-8-2907-2011>.
- ZAIDI, A.; KHAN, M. S.; AHMED, M.; OVES, M.; WANI, P. A. Recent Advances in Plant Growth Promotion by Phosphate-Solubilizing Microbes. **Microbial Strategies for Crop Improvement**, 23–50, 2009. https://doi.org/10.1007/978-3-642-01979-1_2.
- ZHOU, X.; BINKLEY, D.; DOXTADER, K. G. A New Method for Estimating Gross Phosphorus Mineralization and Immobilization Rates in Soils. **Plant and Soil** 147 (2): 243–50, 1992. <https://doi.org/10.1007/BF00029076>.
- ZHU, F., QU, L., HONG, X., and SUN, X. Isolation and characterization of a phosphate solubilizing halophilic bacterium *Kushneria* sp. YCWA18 from Daqiao Saltern on the coast of yellow sea of China. **Evid. Based Complement. Alternat. Med.** 2011:615032, 2011. doi: 10.1155/2011/615032
- ZHU, J.; LI, M.; WHELAN, M. Phosphorus Activators Contribute to Legacy Phosphorus Availability in Agricultural Soils: A Review. **Science of the Total Environment** 612: 522–37, 2018.

CAPÍTULO 2

Microbiota solubilizadora de fosfato em solo de cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura natural

RESUMO

Os sistemas agroflorestais (SAFs) manejados sob os princípios da agricultura natural, por possuírem uma alta diversidade de espécies e dispensarem o uso de agrotóxicos e adubos químicos ou orgânicos, favorecerem os organismos do solo, agentes importantes na disponibilização de fósforo (P) em solos tropicais. Objetivou-se analisar modificações na dinâmica do P provocadas pela microbiota do solo de um cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura. Especificamente, objetivou-se caracterizar quimicamente o solo; identificar e analisar os pools de P; avaliar o potencial de solubilização de P dos microrganismos do solo; quantificar os fungos e bactérias totais e solubilizadores de P presentes no solo; e quantificar a atividade de fosfatases no solo. Solos de uma mata nativa e de cafezais localizados em Araponga, Minas Gerais, sob diferentes manejos foram estudados: sistema agroflorestal (SAF) e que segue os princípios da agricultura natural, sistema agroflorestal com adubação orgânica e cafezal a pleno sol com manejo convencional (uso de adubos químicos e agrotóxicos). Os solos das áreas estudadas foram amostrados à profundidade de 0-5 cm. Na caracterização química foi determinado pH em H₂O, acidez potencial, teores de K, Ca, Mg, Al e P, capacidade de troca catiônica total e efetiva, saturação por bases e por alumínio e matéria orgânica. O fracionamento de P foi feito, obtendo-se P solúvel, P lábil, P inorgânico e P orgânico moderadamente lábeis, P extraído com HCl, P ocluso e P total. Analisou-se o potencial de solubilização de P através da incubação de solo com fosfato natural; a quantificação dos fungos e bactérias totais e solubilizadores de fosfato a partir da incubação de placas com solo; e as fosfatases ácidas e alcalinas, feita a partir da quantificação de p-nitrofenol liberado pela atividade de fosfatases. Os dados foram submetidos à Análise de Variância e comparados por teste Tukey a 10%. Os resultados indicam que SAF orgânico apresentou os maiores valores de P em formas lábeis e moderadamente lábeis, maior P total, menor P ocluso, o segundo maior potencial de solubilização de fosfato e a maior porcentagem de bactérias solubilizadoras. A mata e o SAF orgânico apresentaram o maior teor de matéria orgânica, mas a mata apresentou baixos teores de nutrientes disponíveis, baixo pH e acidez potencial elevada, além de maior

potencial de solubilização de fosfato e maior porcentagem de fungos solubilizadores. SAF natural apresentou atributos químicos do solo similares ao sistema convencional, com exceção da porcentagem de saturação por bases, que foi superior; menor potencial de solubilização de fosfato; baixo teor de P e maior atividade de fosfatases ácidas e alcalinas, indicando a importância do P orgânico para as plantas nessa área. A adubação com esterco animal, o aporte de materiais de podas e o consórcio com árvores podem ter contribuído para os bons indicadores químicos de qualidade do solo avaliados em SAF orgânico. O aporte constante de materiais lábeis e pouco lábeis no SAF natural resultou em maior atividade de fosfatases e em condições de solo similares ou superiores ao convencional à pleno sol. Embora o SAF natural apresente baixos teores de P, as plantas de café não apresentaram sintomas de deficiência nutricional e são produtivas, o que sugere que os microrganismos do solo funcionaram como "by-pass" e podem ter fornecido o P diretamente para as plantas e que as plantas ciclaram o P de camadas mais profundas do solo, deixando-o disponível na forma de P orgânico, não quantificável pelo método Mehlich-1. Portanto o manejo de cafezais em sistema agroflorestal com adubação orgânica ou natural favoreceram a fertilidade do solo. O aporte de adubação orgânica de origem animal (SAF orgânico) favoreceu a disponibilidade de fósforo, os microrganismos solubilizadores de fosfato, em especial as bactérias, e o potencial de solubilização de fosfato pela microbiota do solo, enquanto o aporte de resíduos vegetais no SAF natural favoreceu a ação das fosfatases ácidas e alcalinas e possibilitou solos de qualidade semelhantes ou melhores do que os solos manejados com insumos químicos. Assim, com o sistema de produção de café natural, além dos benefícios ambientais, o agricultor tem menos custos com insumos externos e maior valor agregado no café, que é reconhecido pela alta qualidade.

Palavras-chave: Manejo agroecológico; sistemas agroflorestais; agricultura orgânica; microbiota solubilizadora de fosfato; fracionamento de fósforo; atividade de fosfatases

ABSTRACT

Agroforestry systems (AFS) managed under the principles of natural agriculture, since they have a high diversity of species and dispense with the use of pesticides and chemical or organic fertilizers, favor soil organisms, important agents in the availability of phosphorus (P) in tropical soils. This research aimed to evaluate the dynamics of P in an agroforestry system that uses the principles of natural agriculture. Specifically, the aim was to chemically characterize the soil; identify and analyze P pools; evaluate the P solubilization potential of soil microorganisms; quantify the total fungi and bacteria and P solubilizers present in the soil; and to quantify the activity of phosphatase in the soil. Soils from a native forest and coffee plantations located in Araponga, Minas Gerais, under different managements were studied: agroforestry system (AFS) and that follows the principles of natural agriculture, agroforestry system with organic fertilization and coffee plantation in full sun with conventional management (use of chemical fertilizers and pesticides). The soils of the studied areas were sampled at a depth of 0-5 cm. In the chemical characterization, pH in H₂O, potential acidity, K, Ca, Mg, Al and P contents, total and effective cation exchange capacity, saturation by bases and by aluminum and organic matter were determined. P fractionation was performed, obtaining soluble P, labile P, inorganic P and moderately labile organic P, P extracted with HCl, occluded P and total P. The P solubilization potential was analyzed by incubating the soil with natural phosphate; the quantification of total fungi and bacteria and phosphate solubilizers from the incubation of plates with soil; and acid and alkaline phosphatases, based on the quantification of p-nitrophenol released by phosphatase activity. Data were submitted to Analysis of Variance and compared by Tukey test at 10%. The results indicate that organic AFS had the highest P values in labile and moderately labile forms, the highest total P, the lowest occluded P, the second highest phosphate solubilization potential and the highest percentage of solubilizing bacteria. The forest and the organic AFS had the highest organic matter content, but the forest had low levels of available nutrients, low pH and high potential acidity, in addition to a greater potential for phosphate solubilization and a higher percentage of solubilizing fungi. Natural AFS showed soil chemical attributes similar to the conventional system, with the exception of base saturation content, which was higher; lower phosphate solubilization potential; low P content and higher activity of

acid and alkaline phosphatases, indicating the importance of organic P for the plants in this area. Fertilization with animal manure, input of pruning materials and intercropping with trees may have contributed to the good chemical indicators of soil quality evaluated in organic AFS. The constant input of labile and slightly labile materials in the natural AFS resulted in higher phosphatase activity and in soil conditions similar to or superior to the conventional system in full sun. Although the natural AFS presents low levels of P, the coffee plants did not show symptoms of nutritional deficiency and are productive, which suggests that the microorganisms in the soil worked as a "by-pass" and could have provided P directly to the plants and that plants cycle P from deeper soil layers, leaving it available in the form of organic P, not quantifiable by the Mehlich-1 method. Therefore, the management of coffee plantations in an agroforestry system with organic or natural fertilization favored soil fertility. The contribution of organic fertilizer of animal origin (organic AFS) favored the availability of phosphorus, phosphate solubilizing microorganisms, especially bacteria, and the potential for phosphate solubilization by the soil microbiota, while the contribution of vegetable residues in the natural AFS favored the action of acid and alkaline phosphatases and enabled soils with similar or better quality than soils managed with chemical inputs. Thus, with the natural coffee production system, in addition to the environmental benefits, the farmer has lower costs with external inputs and greater added value in coffee, which is recognized for its high quality.

Keywords: Agroecological management; agroforestry systems; organic agriculture; phosphorus fractionation; phosphate solubilizing microbiota; phosphatase activity.

1. INTRODUÇÃO

O fósforo (P) é um elemento essencial para a produção vegetal. Os solos tropicais, em geral, possuem teores consideráveis de fósforo (ZHOU et al., 1992; NOVAIS e SMYTH, 1999, CARDOSO, 2002), porém grande quantidade deste P encontra-se indisponível para muitas plantas cultivadas, o que aumenta consideravelmente a demanda por fertilizantes fosfatados (PALM et al., 2007; ROY et al., 2016).

A indisponibilidade de P ocorre devido a sua imobilização na forma de precipitados insolúveis após reações com os óxidos de alumínio e ferro, presentes nas frações das argilas de solos tropicais (NORRISH E ROSSER 1983; SOLLINS et al., 1988; DEL CAMPILLO et al., 1999), em um processo conhecido como fixação de P (ZHOU et al., 1992; NOVAIS e SMYTH, 1999).

O P do solo encontra-se em diferentes reservatórios (pools ou frações), que estão em equilíbrio dinâmico. Segundo Gatiboni e Codron (2020), as frações de P no solo se dividem em P_T : P total do solo; P_{SOL} : P (inorgânico ou orgânico) da solução do solo e P fracamente ligado às partículas do solo; P_{LAB} : P (inorgânico ou orgânico) lábil e facilmente acessado pelas plantas; P_I : P inorgânico com labilidade intermediária que pode ser acessada por plantas com maior capacidade de absorção ou quando estão sob severa limitação de P; P_{HCL} : Fração de P inorgânico com disponibilidade intermediária às plantas, menos lábil que P_I ; P_O : P associado à matéria orgânica do solo, em geral considerado moderadamente lábil e extremamente importante em solos tropicais (SILVA e MENDONÇA, 2007); e P_{OCL} : P ocluso, constituído por formas de P altamente recalcitrantes que não são extraídas por nenhum dos extratores anteriores.

As frações lábeis de P são frações de ciclo rápido, capazes de suprir a demanda de P de curto prazo das plantas. Entretanto, grande parte do P lábil é rapidamente absorvido e imobilizado em solos tropicais. As frações de P com labilidade moderada, são frações que podem ser facilmente convertidas em P lábil em curto prazo, isto é, em dias ou meses (YANG e POST, 2011), como na decomposição da matéria orgânica, por exemplo. O P ocluso permanece no solo por décadas sem estar disponível para algumas plantas cultivadas (DE SCHRIJVER et al., 2012; JOHNSON et al., 2003; NIEDERBERGER et al., 2019).

O método mais utilizado para a identificação destas frações é o fracionamento de P. O fracionamento envolve extração sequencial com uma série de reagentes

capazes de dissolver seletivamente diferentes formas de P com base principalmente na natureza e na força das interações químicas entre as frações de P e outros componentes minerais e orgânicos (JOHNSON et al., 2003; YANG e POST, 2011).

A compreensão das frações de P e de sua dinâmica no solo é importante para o melhor uso do P presente no solo (SATTARI et al., 2012; MEW, 2016), benéfico tanto do ponto de vista ambiental quanto econômico, pois ajuda a reduzir a demanda por fertilizantes fosfatados, provenientes de rochas fosfáticas, um bem natural escasso (NESET e CORDELL, 2012; CORDELL e WHITE, 2011).

Determinados microrganismos são capazes de aumentar a disponibilidade de P no solo (KHAN et al., 2009). Esses microrganismos, denominados microrganismos solubilizadores de fosfato aumentam a disponibilidade de P através da decomposição da matéria orgânica e liberação do P orgânico e pela solubilização de fosfatos naturais e do P fixado nos minerais do solo (VASSILEV e VASSILEVA, 2003; CHEN et al., 2006; KHAN et al., 2009). Os microrganismos podem solubilizar P inorgânico (P_i) moderadamente solúvel (RICHARDSON, 2001; CARDOSO et al., 2006) e proteger o P imobilizado contra a adsorção por meio da liberação gradual via *turnover* microbiano (MAGID et al., 1996). Alguns microrganismos podem, também, promover aumento na absorção de nutrientes pelas plantas, como o P, a partir do acesso a pools lábeis ou modernamente lábeis, não acessíveis pelas raízes, a exemplo das micorrizas (BOLAN, 1991; CARDOSO, 2002; CARRDOSO et al., 2006).

A capacidade de solubilização destes organismos se dá por meio de vários processos, dentre eles a acidificação do meio de crescimento através da liberação de prótons (H^+) durante o crescimento celular (ILLMER e SCHINNER, 1995) e a produção de ácidos orgânicos (ILLMER e SCHINNER, 1992; KPOMBLEKOU-A e TABATABAI, 1994; RODRÍGUEZ e FRAGA, 1999; MENDES et al., 2014). A atividade enzimática também desempenha importante papel na disponibilização do P orgânico fixado. As principais enzimas são as fosfatases, fitases, fosfonatases e C-P liases (OTHMAN e PANHWAR, 2014; INGLE e PADOLE, 2017; ZHU et al., 2018). A fosfatase, a enzima mais estudada, é ativa em condições ácidas e alcalinas, dependendo de seu pH ideal, e catalisam a hidrólise de ésteres e anidridos do ácido fosfórico (CONDRON et al., 2005). Plantas e microrganismos são as principais fontes de enzimas fosfatase no solo e sua quantidade varia com a quantidade de microrganismos presentes no solo, a quantidade e qualidade de materiais orgânicos, o uso fertilizante minerais e orgânicos, o preparo do solo e outras práticas agrícolas (BANERJEE et al., 2012).

A presença destes organismos no solo está muito associada às formas de manejo que promovem a vida no solo, a exemplo dos sistemas agroflorestais e da agricultura natural. A agricultura natural considera que o solo é vivo e transmite sua energia para os alimentos, proporcionando saúde para os seres humanos. Esta forma de agricultura considera insumos externos, como fertilizantes químicos, agrotóxicos ou mesmo esterco de animais, como agentes “antinaturais”, que levam ao comprometimento das forças vitais do solo e das plantas, tornando-os dependentes, enfraquecidos e suscetíveis a pragas e doenças (OKADA, 2008 e GONÇALVES, 2016).

Os princípios da agricultura natural são favorecidos por sistemas diversificados, com plantas com sistemas radiculares que exploram profundidades diferentes do solo e que aportam grande quantidade de matéria orgânica, a exemplo dos sistemas agroflorestais (SAFs) (CHANDER et al., 1998; OKADA, 2008; UNGER et al., 2013; GONÇALVES, 2016; DOLLINGER e JOSE, 2018).

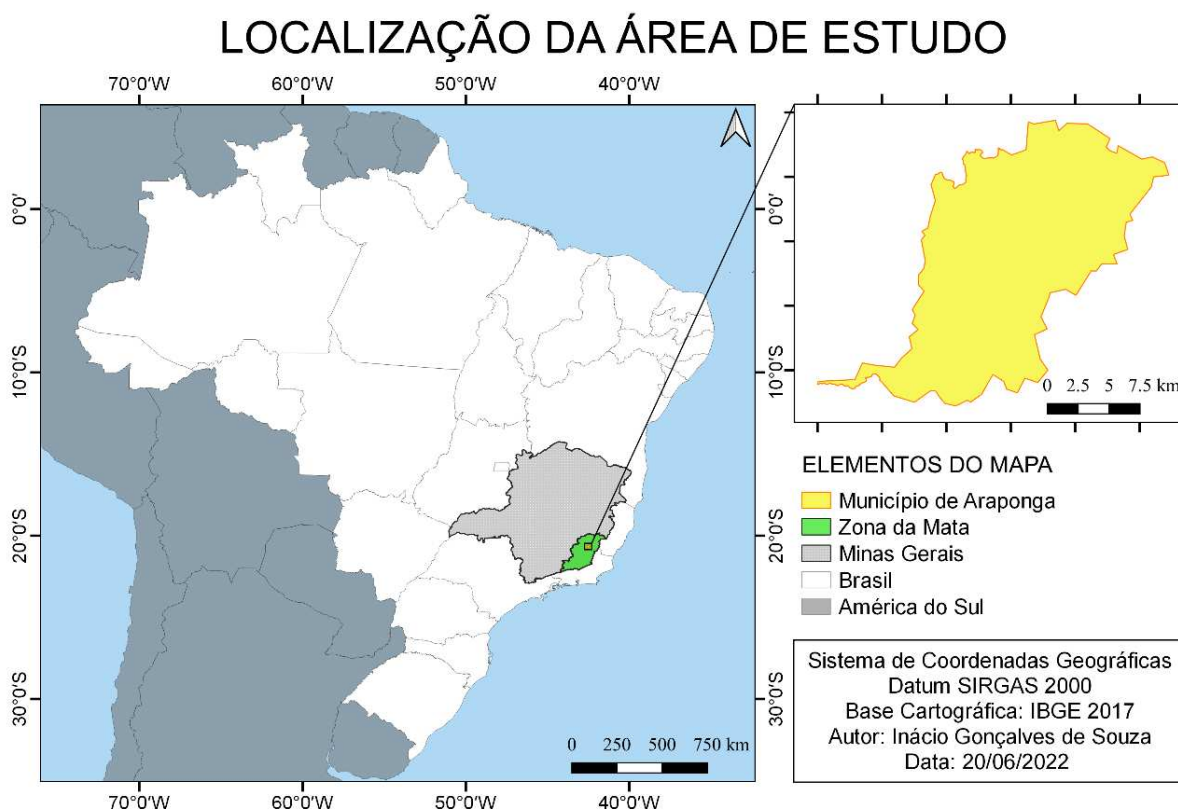
O Objetivo-se avaliar modificações na dinâmica do P provocadas pela microbiota do solo de um cafezal agroflorestal cultivado sob os princípios da agricultura. Especificamente, objetivou-se i) caracterizar quimicamente o solo; ii) identificar e analisar os pools de P; iii) avaliar o potencial de solubilização de P dos microrganismos do solo; iv) quantificar os fungos e bactérias totais e solubilizadores de P presentes no solo; e v) quantificar a atividade de fosfatases no solo.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Caracterização da área de estudo

As áreas avaliadas nesse estudo encontram-se na zona rural do município de Araponga, centro-oeste da mesorregião fisiográfica denominada Zona da Mata mineira, no domínio dos Mares de Morro Florestados (AB'SABER, 1970), inserido no bioma Mata Atlântica (Figura 1). O município encontra-se na área de amortecimento do Parque Estadual da Serra do Brigadeiro, com temperatura média de 18 °C e precipitação média de 1500 mm (GOLFARI, 1975). O tipo de solo predominante na região é o Latossolo, que é altamente intemperizado, profundo, bem drenado e ácido (SARCINELLI et al., 2009; EMBRAPA, 2018).

Figura 1 - Localização do município onde a pesquisa foi realizada.



A propriedade estudada encontra-se na comunidade da Pedra Redonda, ao lado de uma enorme pedra de mesmo nome que, segundo os moradores locais, era refúgio do povo da etnia Pury e servia de orientação para os bandeirantes que passavam pela região à procura de ouro. A propriedade pertence à Edmar Lopes e sua família que, em 2003, iniciaram a produção de café agroflorestal orgânico e, em 2014, passaram a utilizar os princípios da agricultura natural.

O contato com a agricultura natural foi intermediado por um estudante da UFV, quando no exterior, pelo Programa Ciências Sem Fronteiras. O agricultor familiar Edmar Lopes e seu filho Pedro Lucas Lopes manejam os resíduos vegetais (das árvores, da adubação verde e de serapilheira) para dar vida à terra, cuja saúde é observada atentamente, inclusive através da saúde das plantas. Insumos externos não são utilizados para a produção do café, o que garante, segundo o agricultor, mais sobra, em uma outra lógica econômica, cuja expansão enquanto ser humano, segundo ele, não é indicada pelo dinheiro, mas pela produção de alimentos de qualidade para a família e outras pessoas.

Outras pesquisas do Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas da UFV estão sendo realizadas na propriedade com o objetivo de avaliar a qualidade do solo nesses cafezais cultivados sob os princípios da agricultura natural, utilizando atributos químicos, físicos e biológicos e a dinâmica da decomposição dos resíduos utilizados na adubação (Figura 2).

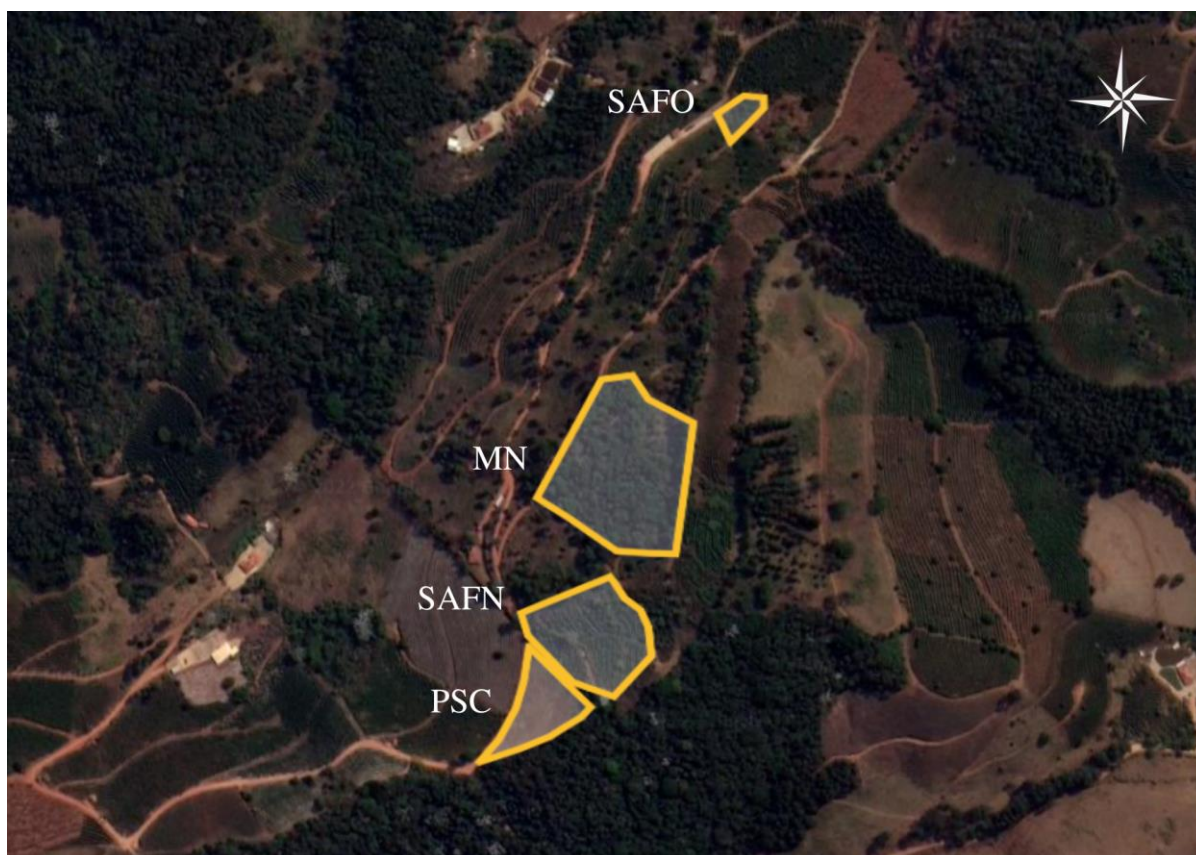
Figura 2 - Diálogo com o agricultor Edmar Lopes, em sua propriedade, onde café orgânico natural em sistema agroflorestal é produzido. Doutoranda Emmeline França (à esquerda), mestrando Inácio (ao centro) e doutoranda Naiara Figueiredo (à direita), em Araponga, Minas Gerais.



As áreas estudadas nessa pesquisa foram selecionadas de acordo com o tipo de manejo adotado. Assim, foram selecionadas uma lavoura de café em sistema agroflorestal com adubação natural (SAF_N) e uma área de floresta nativa (MN), ambas pertencentes à família de Edmar; uma lavoura de café em sistema agroflorestal com adubação orgânica (SAF_O), pertencente a um agricultor vizinho; e uma lavoura de café à pleno sol com adubação convencional (PSC), de propriedade de outro vizinho de

Edmar (Figura 3). As áreas encontram-se na mesma altitude (aproximadamente 1280 m).

Figura 3 - Localização das áreas estudadas, município de Araponga, Minas Gerais. SAF_O: Café em sistema agroflorestal com adubação orgânica, MN: Mata nativa, SAF_N: Café em sistema agroflorestal com manejo natural, PSC: Café a pleno sol com manejo convencional.



Fonte: Google Earth.

Café em Sistema Agroflorestal Natural (SAF_N)

O café em SAF_N (Figura 4) foi plantado em 2000 sob manejo orgânico, com utilização de esterco bovino. Em 2013 iniciou-se a transição para o sistema natural. A partir de 2014 a lavoura foi certificada como natural pela organização japonesa de Agricultura Natural Shumei. A área possui 0,8 ha, com plantas de café em espaçamento 2,3 x 1,2 m. O café está consorciado com espécies espaçadas aleatoriamente de bananeira (*Musa* sp.), capoeira branca (*Solanum argenteum*), palmeira real (*Archontophoenix cunninghamiana*), abacateiro (*Persea americana*),

embaúba (*Cecropia* sp.), ipê preto (*Zeyheria tuberculosa*), tambu (*Aspidosperma parvifolium*), entre outras. O espaçamento entre as árvores varia entre 10 e 20 metros. Amendoim forrageiro (*Arachis pintoi*) cobre toda a superfície do solo. A adubação é feita apenas com material vegetal oriundo de fragmentos de mata e da própria lavoura, como pseudocaule de bananeira, restos de folhas e madeira de podas das árvores, amendoim forrageiro, além de casca de café, oriunda da própria lavoura. Duas aplicações de materiais vegetais são feitas na projeção da copa do cafeeiro, uma no mês de novembro e outra após 45 dias. No total, são utilizados aproximadamente 30 kg de material vegetal (verde) por planta de café por ano. Para controle, as ervas espontâneas são roçadas e, casualmente, capinadas e o material é disposto na projeção da copa do café para adubação. A produção de 10 internódios por ramo, 10 frutos por internódios e folhas de 15 a 20 cm são indicadores, utilizados pelo agricultor, de boa produção. Não há nenhum sintoma de deficiência nutricional ou ataque de organismos no cafezal.

Figura 4 - Vista geral (a direita) e café em sistema agroflorestal com manejo natural (à esquerda), Araponga, Minas Gerais.



Atualmente parte desse café é comercializado como orgânico via COOPFAM (Cooperativa da Agricultura Familiar), localizada em Poço Fundo, Sul de Minas Gerais e outra parte como natural para a instituição religiosa Shumei. A qualidade do café é reconhecida e premiada (Figura 5). No ano de 2022, por exemplo, o café de Edmar ganhou o 1º lugar no concurso regional realizado pela COOPFAM e 2º lugar no concurso regional realizado pela Emater.

Figura 5 - Premiações relacionadas à qualidade do café emitidas pela COOPFAM e Emater, em concursos regionais ou estaduais.



Café em Sistema Agroflorestal Orgânico (SAFo)

O café em SAFo (Figura 6) foi implantado em 2009 e desde então é adubado com cama de frango (3 litros por planta, uma vez ao ano), casca de café, folhas e restos de podas das árvores utilizadas para sombreamento, em sua maioria cedro-australiano (*Toona ciliata*), cedro-rosa (*Cedrela fissilis*) e tambú (*Aspidosperma parvifolium*). O espaçamento das plantas de café é de 2,5 x 1,0 m e das árvores varia entre 10 e 20 m. Para controle, as ervas espontâneas são roçadas e, casualmente, capinadas e o material é disposto na projeção da copa do café para adubação.

Figura 6 - Café em sistema agroflorestal orgânico, Araponga, Minas Gerais.



Café em Sistema Convencional a Pleno Sol (PSC)

Este sistema (Figura 7) é manejado de forma convencional, caracterizado pelo uso de agrotóxicos e fertilizantes químicos em monocultura de café a pleno sol. Essa lavoura foi implantada em 2019 (anteriormente era uma área abandonada com predominância de samambaias) e o espaçamento é de 2,4 x 1,0 metros. Aplica-se adubo químico (aproximadamente 250 g por planta de NPK 20-5-20) anualmente. O manejo de plantas espontâneas é feito com aplicação de herbicida (RoudUp®) a cada dois anos.

Figura 7 - Café em sistema convencional a pleno sol, Araçuaia, Minas Gerais.



Mata Nativa (MN)

O fragmento de mata nativa (Mata Atlântica, Figura 8) é considerado uma floresta secundária. As atividades de extração de madeira para móveis, madeira, cercas e lenha foram interrompidas há pelo menos 35 anos, segundo o agricultor.

Figura 8 - Mata nativa presente em propriedade agroecológica, Araçuaia, Minas Gerais.



2.2. Amostragem de solo

Os solos foram amostrados na profundidade de 0 a 5 cm, na faixa de altitude de 1270 a 1280 m, em pedoforma convexa e de mesma face de insolação (oeste). Solos foram amostrados na projeção da copa de três plantas de café (consideradas repetição), distantes uma das outras por aproximadamente 10 metros. Em cada planta, o solo foi amostrado em quatro pontos equidistantes (amostras simples) na projeção da copa. As amostras dos quatro pontos de cada planta foram misturadas formando uma amostra composta.

Nos sistemas agroflorestais, o solo foi amostrado em plantas de café sob as copas das árvores. Na mata, identificou-se três quadrantes aleatoriamente (considerados repetição) e equidistantes aproximadamente 10 m um do outro. Em cada quadrante, 4 amostras simples foram coletadas.

As análises químicas de rotina foram realizadas no Laboratório de Rotina, do Departamento de Solos da UFV. O fracionamento de P, a avaliação do potencial de

solubilização de fosfato pelos microrganismos, a quantificação dos microrganismos totais e solubilizadores de fosfato e a análise da atividade de fosfatases foram realizadas em laboratório do Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária (BIOAGRO) da Universidade Federal de Viçosa (UFV).

2.3. Caracterização química

Na caracterização química foi determinado o pH em H₂O (relação 1:2,5) (EMBRAPA, 1997); acidez potencial (H+Al) em acetato de cálcio 0,5 mol L⁻¹ pH 7,0; K⁺ extraído com Mehlich-1 e dosado por espectrofotometria de emissão de chama; Ca²⁺ e Mg²⁺ extraídos com KCl 1,0 mol L⁻¹ e dosados por espectrofotometria de absorção atômica; Al³⁺ extraído com KCl 1,0 mol L⁻¹ e dosado por titulação com NaOH 0,5 mol L⁻¹; e P extraído em Mehlich-1 e dosado por espectrofotometria de absorção molecular (DEFELIPO e RIBEIRO, 1981). Com os resultados obtidos foram calculadas a capacidade de troca catiônica (CTC total e efetiva) e a saturação por bases (V) e por alumínio (m). A matéria orgânica (MO) foi obtida por oxidação úmida, segundo método de Walkley-Black, com adição de ácido sulfúrico e dosagem por titulação com Sulfato Ferroso (EMBRAPA, 1997). As características químicas dos solos foram interpretadas de acordo com os critérios do Comitê de Fertilidade do Solo de Minas Gerais, Brasil (CFSEMG, 1999).

2.4. Fracionamento de P

O fracionamento químico de P foi efetuado conforme descrito por Gatiboni e Condron (2020). O autor define sete frações: P_T: P total do solo; P_{SOL}: P (inorgânico ou orgânico) da solução do solo e P fracamente ligado às partículas do solo; P_{LAB}: P (inorgânico ou orgânico) lábil e facilmente acessado pelas plantas; P_I: P inorgânico com labilidade intermediária que pode ser acessada por plantas com maior capacidade de absorção ou quando estão sob severa limitação de P; P_{HCL}: Fração de P inorgânico com disponibilidade intermediária às plantas, menos lábil que P_I; P_O: P associado à matéria orgânica do solo, em geral considerado moderadamente lábil; P_{OCL}: P ocluído, constituído por formas de P altamente recalcitrantes que não foram extraídas por nenhum dos extratores anteriores.

Para a obtenção do P total (P_T), 0,100 g de solo foi adicionado a 12 tubos de digestão de vidro de 50 mL (4 áreas x 3 repetições de campo); em seguida 2 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) e 2 mL de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) a 37% foram adicionados aos tubos; os tubos foram colocados em um bloco de digestão durante 120 min após a temperatura atingir 350 °C. Após o resfriamento da amostra, o volume foi completado com água destilada até atingir 50 mL. Uma alíquota foi reservada para determinar a concentração de P pelo método colorimétrico (BRAGA e DEFELIPO, 1974).

Para a obtenção do P solúvel (P_{SOL}) foi adicionado 0,500 g de solo a 12 tubos de centrífuga de 15 mL (4 áreas x 3 repetições de campo); em seguida foi adicionado 10 mL de $CaCl_2$ 0,01 mol L^{-1} e a amostra foi agitada em um agitador de ponta a ponta a 30 rpm durante 5 min; foi posteriormente centrifugada durante 15 min a 3600 g. O sobrenadante foi recolhido para análise e o solo foi guardado no tubo de centrifugação para a próxima extração; a concentração de P foi determinada por Braga e Defelipo (1974).

Para obtenção do P disponível (P_{LAB}) foi adicionado 10 mL de solução extratora Mehlich-3 ao tubo de centrífuga com o solo da extração anterior; a amostra foi agitada em um agitador de ponta a ponta a 30 rpm durante 5 min e posteriormente centrifugada durante 15 min a 3600 g. O sobrenadante foi recolhido para análise e o solo guardado no tubo de centrifugação para a próxima extração; a concentração de P foi determinada por Braga e Defelipo (1974).

Para obtenção do P inorgânico e orgânico moderadamente lábil (P_I e P_O): foi adicionado 10 mL de NaOH 0,5 mol L^{-1} ao tubo de centrífuga com o solo da extração anterior; a amostra foi agitada em um agitador de ponta a ponta a 30 rpm durante 60 min e posteriormente centrifugada durante 15 min a 3600 g. O sobrenadante foi recolhido para análise e o solo guardado no tubo da centrífuga para a próxima extração; a concentração de P inorgânico no sobrenadante foi determinado pelo procedimento de Braga e Defelipo (1974); a concentração total de P (P_{I+O}) no sobrenadante foi quantificada após a digestão do sobrenadante da seguinte forma: uma alíquota de 2–5 mL do sobrenadante foi colocada em um tubo de digestão de vidro de 50 mL e, no tubo, adicionado 1,0 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) e 0,75 g de persulfato de amônio ($(NH_4)_2S_2O_8$). O tubo foi coberto com uma folha de papel alumínio e a amostra autoclavada durante 120 min. Após a digestão, quando

resfriado, o volume foi completado para 20 mL e a concentração de P_{I+O} determinada por Braga e Defelipo (1974). P_O foi determinado subtraindo P_I de P_{I+O} .

Para a obtenção do P_{HCl} , foi adicionado 10 mL de HCl $1,0 \text{ mol L}^{-1}$ ao tubo de centrífuga com o solo da extração anterior; a amostra foi agitada em um agitador de ponta a ponta a 30 rpm durante 60 min e posteriormente centrifugada durante 15 min a 3600 g. O sobrenadante foi recolhido para análise; a concentração de P foi determinada por Braga e Defelipo (1974). O P ocluso foi obtido pela fórmula: $P_{OCL} = P_T - (P_{SOL} + P_{LAB} + P_I + P_O + P_{HCl})$.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey a 10% na forma de delineamento inteiramente casualizado simples. Foi utilizado o software estatístico R.

2.5. Potencial de solubilização de fosfato pelos microrganismos do solo

A avaliação do potencial de solubilização de P foi realizada conforme método descrito por Debnath et al. (1994), modificado por Massenssini et al. (2015). Para o experimento, 108 tubos de 20 ml, previamente lavados em ácido HCl (3%), foram utilizados, sendo 4 áreas x 3 repetições de campo x 3 repetições de laboratório x 3 tratamentos (controle, com P e sem P). Em cada tubo foi adicionado um grama de solo úmido de cada uma das áreas e 15 ml de meio de cultura NBRIP (National Botanical Research Institute's phosphate growth medium) líquido (NAUTIYAL, 1999), sem fósforo, a pH 6,5. Este meio de cultura promove o crescimento dos organismos solubilizadores de fosfato. Em cada um dos 72 tubos, como única fonte de P, 0,1 g de fosfato de rocha (fosfato de Araxá, 13,97% de P). Metade destes tubos foi incubada a 28°C, por 15 dias (tratamento com P) e a outra metade foi avaliada sem incubação no dia zero (controle). Em 36 tubos não foram adicionados fosfato de Araxá (tratamento sem P) e foram incubados a 28°C, por 15 dias. Os sobrenadantes (extratos) foram recolhidos para a determinação dos teores de P obtido pelo método colorimétrico (BRAGA e DEFELIPO, 1974). Este P foi considerado o P em solução.

O P da biomassa microbiana foi avaliado conforme método descrito por Brookes et al. (1982). Para isso, o procedimento descrito acima foi repetido e todas as 108 amostras (controle, com P e sem P) foram fumigadas com CHCl_3 (clorofórmio). Os sobrenadantes (extratos) foram recolhidos para a determinação de P pelo método colorimétrico (BRAGA e DEFELIPO, 1974). O P da biomassa foi obtido pela diferença

entre o teor de P no sobrenadante das amostras não fumigadas e fumigadas. Os resultados foram expressos em μg de P/g de solo seco. O potencial de solubilização de fosfato foi considerado a soma do P em solução + P da biomassa microbiana.

O pH do meio foi medido em todos os tratamentos, exceto naquelas fumigadas com clorofórmio, devido à grande interferência desse composto na acidez do meio.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey a 10%. Foi utilizado o software estatístico R. Foram analisadas, também, as correlações de Spearman entre P solubilizado e pH do meio a 5% de significância.

Os dados foram analisados em delineamento inteiramente casualizado, em esquema fatorial 4 x 3, correspondente aos diferentes manejos, com adição de P, sem adição de P e sem incubação (controle).

2.6. Quantificação de fungos e bactérias totais e solubilizadoras de fosfato

Neste experimento, um grama de solo de cada amostra composta proveniente das áreas de manejo estudadas foi colocado em solução salina (NaCl 0,85%) e diluída sucessivamente (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6}). Em seguida, alíquotas de 0,1 mL de material suspenso em cada diluição foram plaqueadas, em triplicata, em meio de cultura NBRIP (NAUTIYAL, 1999), contendo $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ como fonte de P. Este experimento totalizou 432 placas (4 áreas x 6 diluições x 3 repetições de campo x 3 repetições de laboratório x 2 (fungos e bactérias)). Metade das placas receberam 10 $\mu\text{g}/\text{mL}$ de Nistatina, para seleção de bactérias e a outra metade recebeu 10 $\mu\text{g}/\text{mL}$ de Estreptomicina para seleção de fungos, permitindo assim a contagem de fungos e bactérias separadamente. As placas foram incubadas em BOD por 12 dias a 25 °C.

A quantificação dos fungos e bactérias solubilizadoras de fosfato foi obtida pela contagem das colônias que apresentaram halo transparente ao seu redor, correspondendo à zona de solubilização da fonte de fosfato utilizada. A quantificação dos microrganismos totais foi efetuada pelo somatório da contagem do número de colônias nas placas (solubilizadores + não solubilizadores). Ambos os resultados foram expressos em UFC/g de solo seco.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey a 10% na forma de delineamento inteiramente casualizado simples. Foi utilizado o software estatístico R.

2.7. Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas

A avaliação da atividade das fosfatases seguiu metodologia desenvolvida por Tabatabai (1994). O método tem como princípio a estimativa colorimétrica do p-nitrofenol liberado quando o solo é incubado com solução tamponada p-nitrofenil fosfato e tolueno. O procedimento considera que o p-nitrofenol liberado pela atividade da fosfatase desenvolve uma cor estável (em pH alcalino) que é relacionada à recuperação quantitativa do p-nitrofenol adicionado ao solo.

Para a determinação da fosfatase, em cada um dos 72 tubos de ensaio (4 áreas x 3 repetições de campo x 3 repetições de laboratório x 2 (ácida e alcalina)) foram adicionados 1 g de solo (peso úmido) em tampão (MUB), 0,2 mL de tolueno, 4 mL de MUB (MUB a pH 6,5 para a análise ácida e MUB a pH 11 para a análise alcalina) e 1 mL de solução 0,05 mol L⁻¹ de p-nitrofenil fosfato. Os tubos foram agitados em agitador vortex por 30 s, vedados com Parafilm M[®] e incubados em banho-maria a 37 °C por 1 h. A reação foi interrompida adicionando-se 1 mL de CaCl₂ 0,5 mol L⁻¹ e 4 mL de NaOH. Os tubos foram novamente agitados por 30 s antes da suspensão de solo ser filtrada através de papel de filtro quantitativo. A intensidade da cor amarela do filtrado foi determinada por colorimetria em espectrofotômetro, no comprimento de onda de 420 nm. A concentração de p-nitrofenol foi calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 10, 20, 30, 40 e 50 µg mL⁻¹ de p-nitrofenol (MARTINS, 2015).

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey a 10% na forma de delineamento inteiramente casualizado simples. O software estatístico R foi utilizado.

3. RESULTADOS

3.1. Caracterização química

Os teores de matéria orgânica (MO, Tabela 1) foram avaliados como muito bons ($>7,0$ dag/kg; CFSEMG,1999) em todas as áreas. SAF_O e MN apresentaram os maiores teores de matéria orgânica (MO). Os valores de pH foram considerados bons (entre 5,5 e 6,0) em SAF_O, SAF_N e PSC, e foi considerado baixo ($<5,4$) em MN. A Acidez potencial (H+Al) foi considerada muito alta ($>9,00$) em MN, alta (entre 5,01 e 9,00) em SAF_O e PSC e média (entre 2,51 e 5,00) em SAF_N. A Acidez trocável (Al³⁺) e saturação por alumínio (m%) foram zero em todas as áreas, com exceção de MN, onde foram classificadas como muito altas ($>2,00$ e $>75,0$; CFSEMG,1999).

A soma de bases (SB) foi avaliada como muito boa em todas as áreas ($>6,00$), exceto MN avaliada como média (entre 1,81 e 3,60). A Saturação por bases (V%) foi avaliada como boa (entre 60,1 e 80,0) em SAF_N e SAF_O, média (entre 40,1 e 60,0) em PSC e muito baixa ($<20,0$) em MN. A CTC efetiva (t) foi avaliada como muito boa ($>8,0$) em SAF_O, boa (entre 4,61 e 8,0) em SAF_N e PSC e média (entre 2,31 e 4,60) em MN. A CTC a pH 7 (T) foi avaliada como muito boa ($>15,00$) em SAF_O e MN, e boa (entre 8,61 e 15,00) em SAF_N e PSC.

De forma geral, os atributos químicos foram avaliados como melhores em SAF_O e piores em MN. SAF_N e PSC foram similares, exceto P (CFSEMG,1999).

Tabela 1 - Análise de matéria orgânica (MO), pH, acidez potencial (H+Al), alumínio trocável (Al³⁺), porcentagem de saturação por alumínio (m), soma de bases (SB), porcentagem de saturação de bases (V), CTC efetiva (t), CTC a pH 7,0 (T) e fósforo (P) nas diferentes áreas.

Trat.	MO dag/kg	pH H ₂ O	H+Al cmol _c /dm ³	Al ³⁺ cmol _c /dm ³	m %	SB cmol _c /dm ³	V %	T cmol _c /dm ³	T cmol _c /dm ³	P mg/dm ³
SAF _N	8,0±0,61	5,9±0,10	4,7±0,29	0	0	7,7±0,16	63,9±1,67	7,7±0,16	13,2±1,02	4,5±0,49
SAF _O	11,1±0,09	6,2±0,04	5,6±0,42	0	0	10,8±0,14	64,6±2,43	10,8±0,1 4	15,9±0,55 a	116,5±5,77
PSC	7,9±0,28	5,8±0,07	6,6±0,49	0	0	7,3±0,21	52,6±2,57	7,3±0,21	14,0±0,28	13,0±1,81
MN	12,2±1,52	4,5±0,11	17,8±1,42	2,1±0,15	82,6±0,80	2,6±0,20	2,5±0,19	2,6±0,20	18,2±1,45	2,7±0,15

SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa.

O teor de P foi avaliado, de acordo com o fósforo remanescente (P-Rem, CFSEMG,1999), como muito bom ($>17,5$) em SAF_O (P-Rem = 17,7 mg/L), bom (entre 11,5 e 17,5) em PSC (P-Rem = 16,6 mg/L) e muito baixos em SAF_N ($<8,0$, P-Rem = 22,7 mg/L) e MN ($<4,0$, P-Rem = 9,3 mg/L). P foi muito superior em SAF_O, sendo nove vezes maior que PSC. SAF_N e MN apresentam os menores valores, entretanto, SAF_N apresentou 67% a mais de P em relação à MN.

3.2. Fracionamento de P

Os resultados do fracionamento de P encontram-se na Tabela 2. O P_{SOL} foi zero ou próximo a zero, a menor fração e similar em todas as áreas ($p<0,10$). P_{LAB} variou de 8,6 (MN) a 331,4 mg/kg (SAF_O). P_{LAB} em SAF_N e PSC foram similares ($p<0,10$). P_I variou de 207,0 (MN) a 854,3 mg/kg (SAF_O). P_I em SAF_N, MN e PSC foram similares ($p<0,10$). P_O variou de 56,0 (MN) a 338,2 mg/kg (SAF_O). P_O em SAF_N foi similar a MN e PSC ($p<0,10$), mas SAF_N apresentou 126% e 50% a mais de P do que MN e PSC, respectivamente. P_{HCl} variou de 13,8 (MN) a 224,5 (SAF_O) mg/kg. SAF_N, PSC e MN foram similares ($p<0,10$). P_{OCL} foi a maior fração (em média 1619,9 mg/kg) e similar em todos os tratamentos ($p<0,10$). P_T foi maior ($p<0,10$) em SAF_O (3327,3 mg/kg) e similar ($p<0,10$) nos demais tratamentos (em média 2023,2 mg/kg). Em todas as frações, exceto P_{SOL} e P_{OCL}, os teores de P foram maiores em SAF_O; e SAF_N e PSC foram similares entre si e similares a MN, exceto em P_{LAB}, em que MN foi inferior.

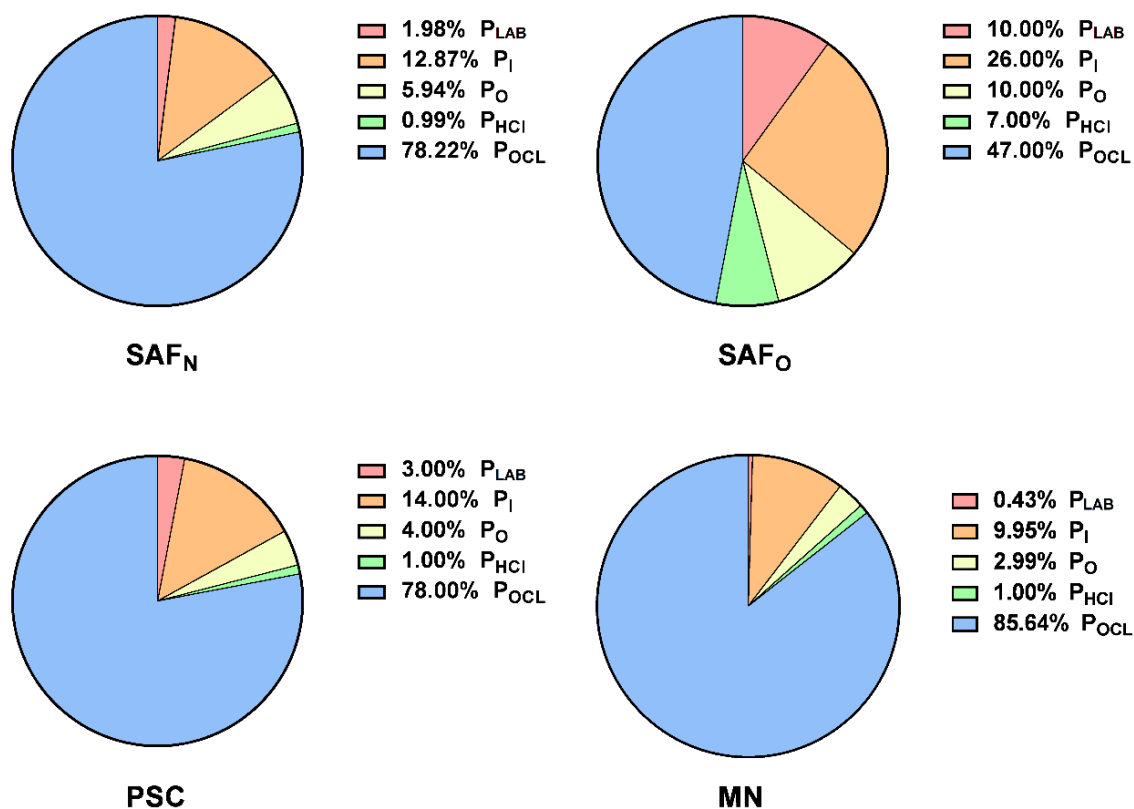
Tabela 2 - Frações de P nas diferentes áreas, Araponga, Minas Gerais.

Trat.	P _{SOL}	P _{LAB}	P _I	P _O	P _{HCl}	P _{OCL}	P _T
mg/g de solo seco							
SAF _N	0,0±0,0A	31,2±10,0BC	258,1±40,0B	126,8±33,3B	18,0±2,4B	1616,4±73,2A	2050,5±146,2B
SAF _O	0,0±0,0A	331,4±49,1A	854,3±169,2A	338,2±42,4A	224,5±30,4A	1579,0±250,8A	3327,3±101,7A
PSC	0,0±0,0A	51,8±10,1B	294,9±19,4B	84,5±20,0B	17,7±1,0B	1590,2±27,3A	2039,1±31,3B
MN	0,6±0,3A	8,6±1,18C	207,0±25,5B	56,0±14,5B	13,8±0,5B	1694,3±102,7A	1980,2±88,8B

P_{SOL}: P solúvel; P_{LAB}: P disponível; P_I: P inorgânico; P_O: P orgânico; P_{HCl}: P extraído com HCl; P_{OCL}: P ocluso; e P_T: P total em solos cultivados com café em SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa. Letras maiúsculas iguais indicam semelhança estatística entre áreas, de acordo com teste Tukey a 10%.

Em relação ao P_T (Figura 9), P_{LAB} variou de 10% (SAF_O) a 0,43% (MN); P_I variou de 26% (SAF_O) a 10% (MN); P_O variou de 10% (SAF_O) a 3% (MN); P_{HCl} variou de 7% (SAF_O) a 1% (demais tratamentos); e P_{OCL} variou de 47% (SAF_O) a 86% (MN). SAF_N apresentou uma proporção de P_O/P_I (0,49) maior que os demais (SAF_O : 0,40; PSC e MN ~ 0,28). P_O/P_{OCL} em SAF_N (0,08) foi também maior em relação à MN (0,03) e ao PSC (0,05).

Figura 9 - Porcentagens das frações de P no solo de cada área. P_{SOL} : P solúvel; P_{LAB} : P disponível; P_I : P inorgânico; P_O : P orgânico; P_{HCl} : P extraído com HCl; P_{OCL} : P ocluso; e P_T : P total; em solos cultivados com café em SAF_N : sistema agroflorestal natural; SAF_O : sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa, Araponga, Minas Gerais.



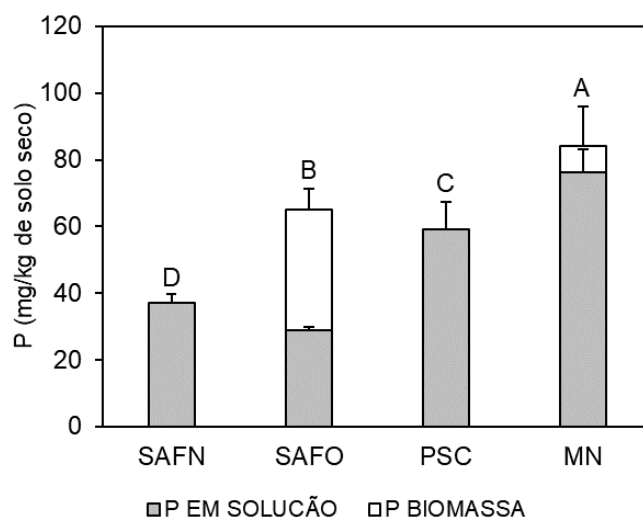
3.3. Potencial de solubilização de fósforo pelos microrganismos do solo

Os teores de P obtidos nos experimentos de avaliação do potencial de solubilização de fósforo encontram-se na Figura 10. Os tratamentos sem fósforo e controle apresentaram valores de P similares ($p < 0,10$) e insignificantes em relação ao tratamento com fósforo (pelo menos oito vezes menores) e, por isso, não foram

apresentados. Esse resultado reforça a efetividade da incubação do solo com fosfato de rocha para quantificação do potencial de solubilização de P pelos microrganismos do solo.

SAF_O apresentou o maior valor de P da biomassa microbiana (36,38 mg/kg, Figura 9), seguido por MN (7,89 mg/kg). A partir da metodologia utilizada, não foi detectado P da biomassa em SAF_N e PSC. MN apresentou o maior valor de P em solução (76,17 mg/kg, Figura 9), seguido de PSC (59,17 mg/kg), SAF_N (37,09) e SAF_O (28,82). O P total solubilizado (P em solução + P da biomassa, Figura 9) variou de 84,06 mg/kg (MN) a 37,09 mg/kg (SAF_N). O teor de P foi maior em MN, seguido de SAF_O (65,20 mg/kg), PSC (59,17 mg/kg) e SAF_N ($p < 0,10$). Destaca-se que o P total solubilizado em SAF_O sofreu um incremento de 126% ao considerarmos o P da biomassa microbiana.

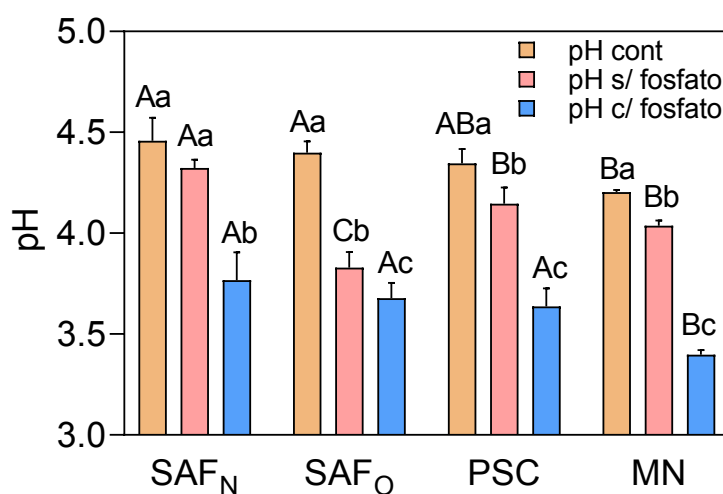
Figura 10 - Teor de P da biomassa microbiana (barra branca), P em solução (barra cinza) e P total solubilizado (soma dos anteriores) no tratamento com adição de fosfato de rocha, em solos provenientes de áreas cultivadas com café em SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa. Letras iguais indicam semelhança estatística, de acordo com teste Tukey a 10%.



O pH do meio após a solubilização de P por microrganismos encontra-se na Figura 11. O pH da solução controle foi maior em relação aos tratamentos. SAF_N, SAF_O e PSC apresentaram pH em média 4,4, e maiores ($p < 0,10$) que MN (4,2). Nos tratamentos sem fosfato, o pH variou de 3,8 a 4,3. SAF_N apresentou o maior pH, seguido por PSC e MN, com valores de pH similares ($p < 0,10$), e SAF_O. Nos

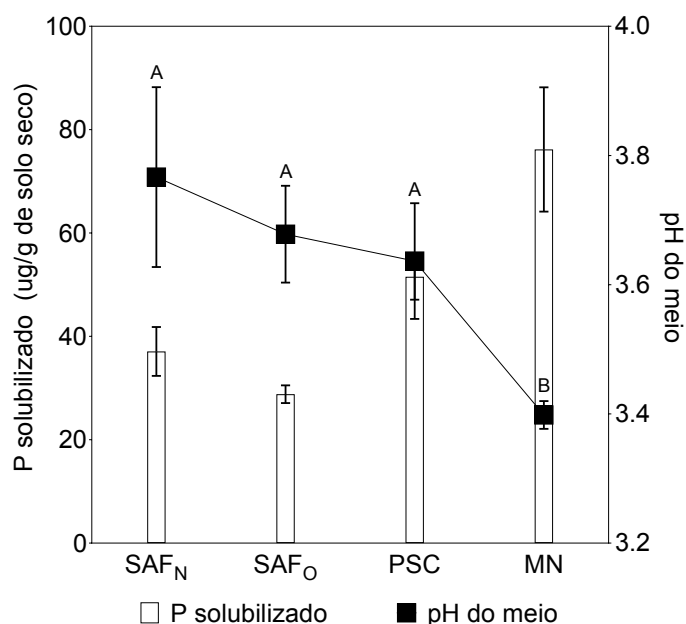
tratamentos com a adição de fosfato o pH variou de 3,8 a 3,4. O menor pH foi em MN e as demais áreas apresentaram valores similares ($p < 0,10$).

Figura 11 - pH do meio após experimentos de solubilização de P por microrganismos, em solos cultivados com café em SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa. Letras maiúsculas iguais indicam semelhança estatística entre áreas. Letras minúsculas iguais indicam semelhança estatística entre tratamentos, de acordo com teste Tukey a 10%.



Houve correlação negativa (-0,75) entre o P em solução e o pH do meio (Figura 12). A área que teve maior solubilização de P (MN, Figura 10), foi a que apresentou o menor pH do meio (Figura 11). Na correlação, apenas o P em solução e não o P total solubilizado foi considerado devido a interferência do clorofórmio no pH do meio para a determinação do P da biomassa.

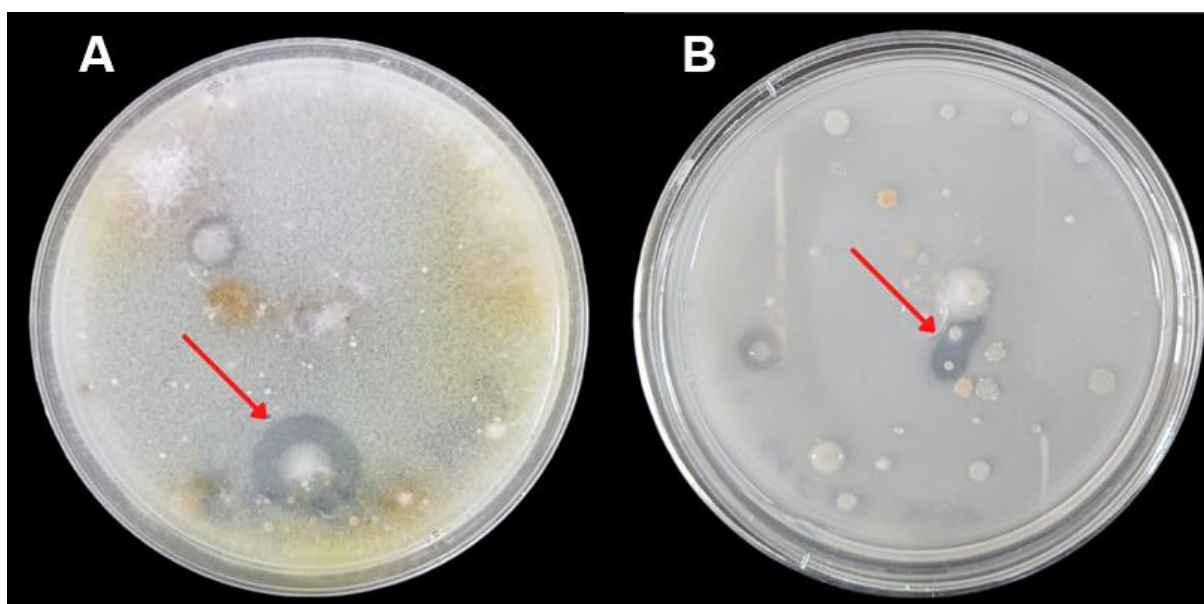
Figura 12 - Correlação entre pH do meio e P em solução, após experimentos de solubilização de P por microrganismos, em solos cultivados com café em SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa. Letras iguais indicam semelhança estatística de acordo com teste Tukey a 10%.



3.4. Quantificação de fungos e bactérias totais e solubilizadoras de fosfato

Nas colônias de fungos (Figura 13A) e bactérias (Figura 13B) observa-se os halos de solubilização (setas vermelhas).

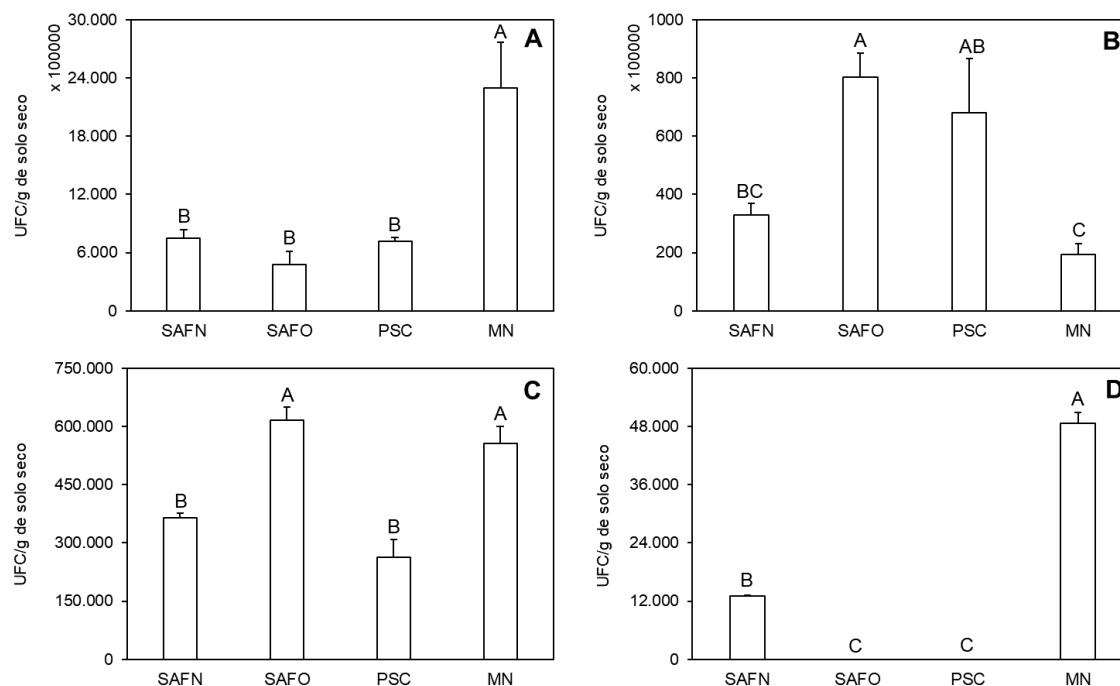
Figura 13 - A) colônias de fungos e B) colônias de bactérias. Halos de solubilização de microrganismos solubilizadores de fosfato indicados pelas setas vermelhas.



Em relação às bactérias totais (Figura 14A), SAF_N, SAF_O e PSC apresentaram quantidades similares (em média 647×10^6 UFC/g; $p < 0,10$) e menores do que MN (aproximadamente $2,3 \times 10^9$ UFC/g). Em relação às bactérias solubilizadoras (Figura 14B), SAF_O e PSC apresentaram valores semelhantes e superiores (em média 74×10^6 UFC/g; $p < 0,10$) em relação a SAF_N e à MN, que apresentaram quantidades similares (em média 26×10^6 UFC/g; $p < 0,10$).

Em relação aos fungos totais (Figura 14C), SAF_O e MN apresentaram valores superiores e semelhantes (em média 585.984 UFC/g; $p < 0,10$) em relação a SAF_N e PSC (em média 314.315 UFC/g), similares entre si ($p < 0,10$). A quantidade de fungos solubilizadores (Figura 14D) foi maior em MN e SAF_N. MN apresentou quase 4 vezes mais fungos (48.637 UFC/g) do que SAF_N (13.102 UFC/g) e não se identificou fungos solubilizadores em SAF_O e PSC. MN apresentou a maior quantidade de microrganismos solubilizadores, quando considerado a soma de bactérias e fungos, e SAF_N apresentou a menor quantidade.

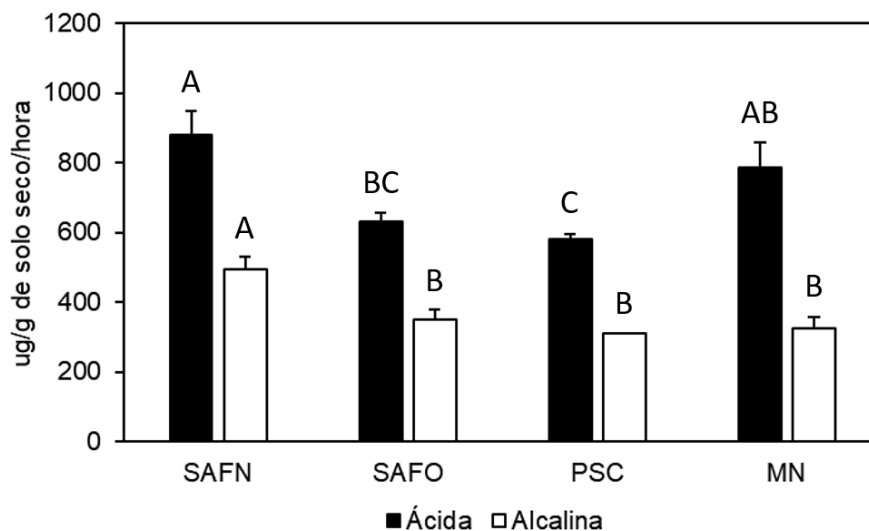
Figura 14 - Unidades formadoras de colônias (UFC) de bactérias totais (A) e solubilizadoras (B), e fungos totais (C) e solubilizadores (D) de fosfato por grama de solo seco provenientes de solos cultivados com café em SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional; e MN: Mata nativa. Letras iguais indicam semelhança estatística, de acordo com teste Tukey a 10%.



3.5. Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas

As atividades de fosfatase ácida (Figura 15) foram maiores e similares ($p < 0,10$) em SAF_N e MN (em média 833,4 $\mu\text{g/g/h}$) em relação a SAF_O e PSC, que apresentaram concentrações de fosfatase ácida similares entre si (média 604,7 $\mu\text{g/g/h}$; $p < 0,10$). A atividade de fosfatase alcalina foi maior ($p < 0,10$) em SAF_N (494,4 $\mu\text{g/g/h}$) em relação aos tratamentos SAF_O, PSC e MN, que apresentaram concentrações similares (em média 327,5 $\mu\text{g/g/h}$; $p < 0,10$). As atividades de fosfatase ácida foram superiores em relação à fosfatase alcalina em todas as áreas ($p < 0,10$).

Figura 15 - Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas em solos cultivados com café em SAF_N: sistema agroflorestal natural; SAF_O: sistema agroflorestal orgânico; PSC: pleno sol convencional e; MN: Mata nativa. Letras maiúsculas iguais indicam semelhança estatística entre áreas de acordo com teste Tukey a 10%.



4. DISCUSSÃO

4.1. Caracterização química

Na MN e SAFs, os teores elevados de matéria orgânica (Tabela 1) podem ser devido à constante deposição natural de material vegetal e ao grande aporte de materiais de podas e serrapilheira (SAF_N) e esterco de animais, como cama de frango (SAF_O), o que favorece a formação de matéria orgânica ao longo do tempo (CRASWELL e LEFROY, 2001; FIGUEIREDO FILHO et al., 2003; VIANA et al., 2014; CHEN et al., 2018). Além disso, sistemas com plantas de diferentes portes, com raízes ocupando diferentes profundidades, como nos SAFs e MN, possuem maior capacidade fotossintética e maior capacidade de absorção de nutrientes, o que contribui para o incremento de carbono no solo (CASALS et al., 2014; LANGE et al., 2015).

Em PSC, os teores de MO, também considerados muito bons (Tabela 1), podem ser resultado da renovação das raízes do cafeeiro que predominam na profundidade amostrada de 0 a 5 cm (MOTTA et al., 2006). As podas dos cafeeiros, a desfolha natural (SANTINATO et al., 2019) e a predominância de samambaia durante os anos de pousio da área podem também ter contribuído com estes teores de MOS. As condições pretéritas de clima frio podem ter preservado a MOS. Não é raro

encontrar horizonte A húmico em solos do município (VON LUTZOW e KOGEL-KNABNER, 2009).

Os atributos relacionados à acidez (Tabela 1) refletem o efeito da matéria orgânica sobre o solo, visto que a matéria orgânica promove a neutralização do alumínio na forma trocável (Al^{3+}) e favorece o efeito tampão no pH do solo (BALDOCK e SKJEMSTAD, 1999; KRULL et al., 2004). Entretanto, este efeito depende também das características da matéria orgânica que é aplicada ao solo. Por exemplo, o maior pH em SAF_O pode ter relação com o esterco animal aplicado ao solo (MITCHELL e TU, 2006). Isso ocorre devido, principalmente, à a) oxidação de ácidos orgânicos com consumo de H^+ durante a decomposição dos resíduos orgânicos ($R-CO-COO^- + H^+ \rightarrow R-CHO + CO_2$); b) amonificação dos resíduos nitrogenados com liberação de OH^- durante a decomposição inicial dos materiais orgânicos ($NH_3 + H_2O \rightarrow NH_4^+ + OH^-$); c) adsorção específica de moléculas orgânicas aos oxidróxidos de Fe e Al com liberação de OH^- ; e d) presença de $CaCO_3$ nos dejetos dos animais (EGHBALL, 1999; TANG et al., 1999; HAYNES e MOKOLOBATE, 2001).

Em MN, relação inversa entre MO e acidez foi observada. Embora MN possua o maior valor de MO, possui também o menor pH e maior H^+ Al (Tabela 1), o que pode estar relacionado à qualidade da MO em MN. Em MN os materiais senescentes, especialmente folhas e galhos possuem em geral alta relação lignina/N (DUARTE et al., 2013) e, em relação aos materiais orgânicos presentes nas demais áreas, liberam maior quantidade de H^+ durante a sua decomposição (SILVA e PASQUAL, 1999), o que pode favorecer a acidificação do solo (PAULA et al., 2013; PRIMO et al., 2018). Em SAF_N, além do material senescente, o agricultor poda as árvores, os pseudocaulis de bananeira e roça a vegetação herbácea com altos teores de N (amendoim forrageiro, por exemplo). Estes materiais possuem maior potencial de redução da acidez do solo (BALDOCK e SKJEMSTAD, 1999; KRULL et al., 2004). Em PSC, o pH pode ter sido influenciado pela aplicação de calcário, o que reduz a acidez do solo (BAMBOLIM et al., 2015).

O manejo da biomassa em SAF_N e o manejo da biomassa associado ao aporte de esterco em SAF_O contribuíram para que os solos destes sistemas alcançassem teores de SB, saturação de bases e acidez similares ou melhores do que em PSC (Tabela 1). Estes valores indicam melhor qualidade do solo devido ao constante aporte de material orgânico proveniente de esterco (SAF_O), de podas das árvores e vegetação espontânea, da serapilheira da mata (SAF_N) e palhada de café (SANTOS

et al., 1999; CRASWELL e LEFROY, 2001; LANGE et al., 2015) e não de adubos químicos aportados em PSC. SAF_N, mesmo sem a aplicação de esterco, calcário e adubos apresentou acidez e teor de bases semelhante ou melhores do que os solos onde tais insumos foram aplicados.

O uso de adubos químicos e calcário encarecem a produção e podem causar efeitos danosos ao ambiente, como aumento das emissões de gases de efeito estufa e eutrofização de cursos d'água (FUENTES et al., 2006; IPCC, 2006; SIQUEIRA et al., 2011; ANGHINONI, 2007; CARVALHO et al., 2018). Além disso, fertilizantes químicos tendem a reduzir a microbiota do solo (INGHAM, et al., 2005). O uso de esterco de origem animal pode também encarecer a produção, pois nem sempre o agricultor possui tal insumo em quantidade para suas necessidades. Isto pode tornar os sistemas orgânicos dependentes de nichos de mercado e de maior preço de venda do produto para se viabilizarem (GIORDANO, 2000; SIQUEIRA et al., 2011). Em SAF_N, o agricultor, com seu trabalho e com os insumos produzidos pela natureza, criou condições de solos semelhantes ou melhores do que os solos manejados com insumos externos. Isto ao final, gera mais benefícios ambientais e mais renda ao agricultor, como ele mesmo afirma (FONTES, 2023).

Os teores elevados de P em SAF_O (Tabela 1) podem ser resultado da adubação com esterco, uma vez que esterco animal possui teor médio de P geralmente elevado (GALVÃO et al., 2008) e grande parte do P no esterco é prontamente disponível (CASSOL et al., 2001; AJIBOYE et al., 2004). Além disso, o teor de MO, associado à sua qualidade, pode ter promovido a redução da adsorção de P, pela formação de complexos que bloqueiam os sítios de adsorção na superfície dos óxidos de ferro e de alumínio e ter, com isto, aumentado a disponibilidade de P (TIRLONI et al., 2009).

O teor em PSC (Tabela 1) pode ser atribuído à adubação química. Os menores valores de P em SAF_N e MN podem ter relação com a alta mobilidade interna do P na planta (SHEN et al., 2011) e a própria dinâmica do P orgânico nestes sistemas. A serapilheira, principal fonte de nutrientes, principalmente em MN, é composta majoritariamente de folhas oriundas da queda natural. Nessas folhas, o P já passou pelo processo de realocação de nutrientes para órgãos jovens e meristemáticos (ANDRADE et al., 1999; HERMANS et al., 2006). O teor baixo de P (<8 cmol/dm³) em SAF_N não condiz com o estado nutricional das plantas. De acordo com os indicadores de saúde e produção do café utilizados pelo agricultor e observações feitas em campo não há sinal de deficiência nutricional nos cafezais em SAF_N.

Isto sugere que no SAF_N, e mesmo na mata, a dinâmica do P não é detectada pela análise de rotina. Por exemplo, os microrganismos do solo, como as micorrizas, podem funcionar como "by-pass" e fornecer o P diretamente para as plantas sem passar pela solução do solo (JONGMANS et al., 1997). Ainda, as plantas podem obter o P de camadas mais profundas do solo (CARDOSO et al., 2006), e esse estudo avaliou a camada de 0 a 5 cm. Este P, absorvido de camadas mais profundas, pode estar sendo ciclado na forma de P orgânico para camadas mais superficiais e não foi detectada pelo método Mehlich-1, utilizado nas análises de rotina.

4.2. Fracionamento de P

As maiores porcentagens de P_T e de formas mais disponíveis de P em SAF_O (Figura 9) podem estar relacionadas com a adição de esterco de animais, uma vez que esterco animal possui em geral teores altos P (GALVÃO et al., 2008), sendo grande parte em formas disponíveis (CASSOL et al., 2001; AJIBOYE et al., 2004). As outras áreas apresentaram teores similares de P_T, ou seja, a adubação fosfatada não foi suficiente para aumentar o P total em PSC.

A dinâmica do P nos latossolos, com o P fortemente adsorvido à rede cristalina de óxidos de Fe e Al leva a não detecção de P_{sol} (Tabela 2 e Figura 9) na solução dos solos (NORRISH e ROSSER, 1983; SOLLINS et al., 1988; DEL CAMPILLO et al., 1999). Devido a esta dinâmica, P_{OCL}, foi a maior fração em todas as áreas (NORRISH e ROSSER, 1983; SOLLINS et al., 1988; DEL CAMPILLO et al., 1999). Entretanto, em relação ao P_T, P_{OCL} foi menor em SAF_O, indicando que a adição de material orgânico altera a dinâmica de P nos solos tropicais.

O teor e a qualidade da matéria orgânica, aportada especialmente na forma de esterco em SAF_O pode estar promovendo a redução da adsorção de P, pela formação de complexos que bloqueiam os sítios de adsorção na superfície dos óxidos de ferro e de alumínio e diminuindo com isto o P_{OCL} (TIRLONI et al., 2009). Além disto, o esterco animal possui elevada proporção do P em formas disponíveis (CASSOL et al., 2001; AJIBOYE et al., 2004), o que resultou em uma maior quantidade relativa de P_i e reduziu a contribuição percentual de P_{OCL} (Figura 9) em SAF_O, que recebeu maior quantidade de esterco animal.

Os demais tratamentos (SAF_N, PSC e MN) apresentaram valores similares em todas as frações de P, com exceção de P_{LAB}, que foi inferior em MN (Tabela 2). Ou

seja, mesmo sem adubação química em SAF_N e MN, as frações de P não se alteraram substancialmente em relação ao PSC, que recebe adubação fosfatada. Isso pode ser atribuído às características do solo, tais como o pH e aos teores de MO, similares entre as áreas (Tabela 1). O pH pode ter influenciado as frações de P, pois os ânions hidroxila contribuem para a disponibilização do P adsorvido nas argilas oxídicas devido à hidrólise dos cátions ferro e alumínio na superfície dos coloides (SILVA e RAIJ, 1999; YAN et al., 2014). Com relação a P_{LAB}, SAF_N apresentou teor similar a PSC, ao contrário de MN, o que pode ser atribuído a mistura de materiais aportados em SAF_N que recebe serapilheira proveniente de MN, além de outros frescos advindos de podas de árvores, bananeiras, amendoim forrageiro e outros.

A adição destes materiais frescos pode inclusive ter alterado a dinâmica do P em SAF_N, como indicado pelas maiores proporções de P_O/P_I e P_O/P_{OCL} (Figura 9). A maior porcentagem de P_O, provavelmente devido a maior adição de material orgânico, contribui para a maior atividade de organismos e a formação de P_O (DALAL e HALLSWORTH, 1977; CARDOSO et al., 2003b). Diferente de SAF_O (adição principalmente de esterco de fácil decomposição) e de MN (adição principalmente de material de mais difícil decomposição), em SAF_N há diversidade de material. Enquanto pseudocaule de bananeira e resíduos de amendoim forrageiro são de fácil decomposição, a serapilheira tende a ter uma menor labilidade, visto que possuem maior relação lignina/N e lignina+polifenol/N (DUARTE et al., 2013). A lignina torna a serapilheira mais resistente à decomposição química promovida por fungos e bactérias, e o tanino, um polifenol, torna a serapilheira pouco palatável para certos grupos da meso e macrofauna edáfica (CORREIA e ANDRADE, 1999). Isso pode também ter contribuído para maior fração de P_O que ainda não foi mineralizado devido a decomposição mais lenta da serrapilheira e mesmo alguns materiais provenientes de algumas árvores (DUARTE et al., 2013).

4.3. Potencial de solubilização de fosfato pelos microrganismos do solo

MN apresentou o maior potencial de solubilização de fosfato (Figura 10). Isso ocorre, pois, as florestas naturais apresentam cobertura constante do solo, propiciando alta ciclagem de nutrientes, grande incorporação de matéria orgânica no solo, microclima favorável e fonte de alimento para os microrganismos do solo. Além disso, a alta diversidade de espécies vegetais e a densa ocupação de raízes nas

matas, são extremamente favoráveis aos microrganismos, uma vez que estes tendem a se desenvolver na rizosfera (BAIS et al., 2006; BROECKLING et al., 2008). Assim, é possível que, ao se favorecer os microrganismos como um todo (Figura 14), também foram favorecidas as comunidades de microrganismos solubilizadores de fosfato. Além disso, nota-se um baixo teor de P nessa área ($2,7 \text{ mg/dm}^3$, Tabela 1) e uma alta porcentagem de P ocluído (85,61%, Figura 9), o que pode ter levado ao maior desenvolvimento de comunidades microbianas solubilizadoras de fosfato, a partir do recrutamento dessas comunidades. Isto se dá por meio da ação de exsudatos das plantas ou outros mecanismos, de modo a se aumentar a disponibilidade de P para atender a demanda nutricional da vegetação (BAIS et al., 2006; BROECKLING et al., 2008).

O segundo maior potencial de solubilização de fosfato foi observado em SAF_O (Figura 10). Isso se deve a um sistema de manejo que se baseia em constantes podas e adição de material vegetal ao solo, além da adição de esterco, o que contribui para aumentar a atividade microbiana do solo (CARDOSO et al., 2003). Além disso, no SAF_O há presença de árvores em consórcio com os cafeeiros, o que favorece maior ocupação de raízes em diferentes profundidades, favorecendo a ciclagem de nutrientes e a microbiota do solo (LANGE et al., 2015), uma vez que as comunidades microbianas se concentram na rizosfera (BAIS et al., 2006). Além disso, o sistema radicular do café é bastante denso nas camadas superficiais (MOTTA et al., 2006). Broeckling et al. (2008) demonstraram que exsudatos radiculares promovem aumento da biomassa e diversidade de fungos do solo. Buyer et al. (2002) e Kennedy (1999) demonstraram a influência dos exsudatos da rizosfera e da renovação das raízes nas comunidades microbianas do solo, com populações de bactérias diminuindo com o aumento da distância das raízes.

SAF_N apresentou o menor potencial de solubilização de fosfato (Figura 10), possivelmente em razão do tipo de manejo que essa área recebe. Os materiais de podas e a serapilheira, naturalmente resultam em uma condição de solo diferente dos outros sistemas. Os resíduos orgânicos utilizados (serapilheira, podas de árvores e vegetação herbácea) podem ter sido menos favoráveis às comunidades microbianas solubilizadoras de P identificadas com o método utilizado. A maior relação P_o/P_i em SAF_N (Figura 9), por exemplo, indica que os microrganismos selecionados devido ao manejo podem mineralizar P orgânico em maior intensidade.

A correlação negativa (-0,70) entre o P solubilizado e o pH do meio (Figura 12) sugere que a redução do pH do meio, pela produção de ácidos orgânico e liberação de H^+ , tenha sido o principal mecanismo envolvido na solubilização do fosfato natural de Araxá pela microbiota do solo (ARCAND e SCHNEIDER, 2007; LIAUD et al., 2014).

4.4. Quantificação de fungos e bactérias totais e solubilizadoras de fosfato

As áreas com maior potencial de solubilização (MN e SAF_O, Figura 10), apresentaram maior quantidade relativa de bactérias solubilizadoras (SAF_O) e fungos solubilizadores (MN) (Figura 14).

No solo, a população de bactérias solubilizadoras de fosfato é, em geral, maior do que a de fungos, como observado nos resultados deste trabalho, entretanto, os fungos solubilizadores geralmente produzem mais ácidos que as bactérias e, conseqüentemente, apresentam maior capacidade de solubilização (VENKATESWARLU et al., 1984), como observado em MN (Figura 10). A população de fungos solubilizadores, embora maior em SAF_N do que SAF_O e PSC (Figura 14D), foi menor do que as populações de bactérias nestes dois sistemas e talvez por isto menos P tenha sido solubilizado (Figura 10).

A maior quantidade de fungos solubilizadores observados em MN e SAF_N (Figura 14D) se deve ao aporte contínuo de serapilheira com alta heterogeneidade de materiais, o que favorece as comunidades fúngicas do solo (TIUNOV e SCHEU, 2005). Além disso, as bactérias tendem a se beneficiar mais de materiais vegetais com menor relação C/N, e fungos tendem a se beneficiar mais de materiais com mais lignina e maior relação C/N (ROUSK e BAATH, 2007), como é o caso da serapilheira. Isto pode ter beneficiado os fungos solubilizadores em MN (Figura 14D). SAF_N recebe, além de serapilheira, materiais mais lábeis e com menor relação C/N, como podas de amendoim forrageiro e bananeiras, razão pela qual apresenta mais bactérias solubilizadoras e menos fungos solubilizadores em relação a MN. Isso é observado também em SAF_O, que recebe esterco animal, material rico em nitrogênio.

A presença de fungos solubilizadores em SAF_N e MN pode ter relação, também, com a inoculação de organismos por meio da transferência de serapilheira da mata para SAF_N, já que a serapilheira possui alta distribuição de microrganismos (FRAGA et al., 2012). Neste processo, é possível que fungos solubilizadores tenham sido inoculados no solo do sistema natural.

Em SAF_O, a maior quantidade de P na biomassa microbiana (Figura 10), indica alta quantidade de microrganismos solubilizadores nesse tratamento. Isso se confirma pela grande quantidade de bactérias solubilizadoras (Figura 14B) que, como dito anteriormente, tendem a se beneficiar de materiais com menor relação C/N, como esterco de animais (ROUSK e BAATH, 2007).

4.5. Atividade de fosfatases ácidas e alcalinas

A maior atividade de fosfatases (Figura 15) indica porque SAF_N possui menor potencial de solubilização de fosfato. Nessa área, os microrganismos do solo utilizam, principalmente, o P orgânico, pois o aporte de materiais com P de baixa labilidade (serapilheira, material senescente e podas de árvores e arbustos) favorece o acúmulo de P_O e o aumento da atividade de fosfatases no solo (VENKATESAN e SENTHURPANDIAN, 2006; DORNBUSH, 2007). Além disso, segundo Olander e Vitousek (2000) e Tian et al., (2016), a atividade da fosfatase no solo tende a ser inversamente relacionada à disponibilidade de P no solo, o que é observado em SAF_N, que apresentou valores muito baixos de P lábil (Tabela 2). MN, que recebe aporte principalmente da serapilheira e possui baixa disponibilidade de P (Tabela 1) apresentou a segunda maior atividade de fosfatases ácidas (Figura 15), reforçando a relação entre a labilidade do material orgânico aportado, a disponibilidade de P e a atividade dessa enzima no solo. Além disso, a serapilheira utilizada na adubação de SAF_N é retirada de MN, podendo haver nesse processo, inoculação de microrganismos (FRAGA et al., 2012), o que explicaria também o fato de esses dois tratamentos terem apresentado as maiores atividades de fosfatases ácidas.

Entretanto, SAF_N apresentou atividade de fosfatases ácidas ligeiramente superiores em relação a MN (Figura 15), o que pode estar relacionado à mistura de materiais de baixa labilidade (materiais de podas e serapilheira) e materiais lábeis e mais ricos em N (amendoim forrageiro, pseudocaule de bananeira etc.) em SAF_N. Alguns estudos indicam que a presença de N tende a aumentar a atividade de fosfatases no solo (JOHNSON et al., 1999; TRESEDER e VITOUSEK, 2001; PHOENIX et al., 2003; PILKINGTON et al., 2005).

As fosfatases são denominadas ácidas ou alcalinas com base em seu pH ótimo de atividade (CONDRON et al., 2005). SAF_N, por apresentar pH próximo à neutralidade (Tabela 1), apresentou as maiores atividades de ambas as fosfatases. MN, por

apresentar pH ácido (Tabela 1), apresentou menor atividade de fosfatases alcalinas, já que a atividade dessa enzima é inibida em condições de elevada acidez (DICK et al., 2000).

Embora em menor proporção, a presença de P orgânico lábil, como aqueles presentes em esterco de animais, também contribui para a atividade enzimática no solo (TARAFDAR e CLAASSEN, 1988; KATAOKA et al., 2017), por isto, a atividade de fosfatases ácidas foi maior em SAF_O do que em PSC (Figura 15), mas menor em relação a SAF_N e MN, certamente devido a maior disponibilidade de P em SAF_O (OLANDER e VITOUSEK, 2000; TIAN et al., 2016).

O maior aporte de P_i pela adubação química, baixa diversidade de espécies e baixo aporte de materiais orgânicos em PSC não favorecem a formação de P_o e, portanto, não favorece a ação de microrganismos que secretam fosfatase (TARAFDAR e CLAASSEN, 1988). Além disso, PSC apresentou o segundo maior teor de P (Tabela 1) e a segunda maior fração de P_{LAB} (Tabela 2), o que pode também ter resultado em baixa atividade de fosfatases, já que a atividade da fosfatase no solo tende a ser inversamente relacionada à disponibilidade de P no solo (OLANDER e VITOUSEK, 2000; TIAN et al., 2016). Além disso, Nahas (2002) demonstrou que as populações de fungos produtores de fosfatases reduzem com aplicação de fertilizantes fosfatados e Dutra et al. (2005) observou redução na atividade de fosfatases ácidas e alcalinas em solos adubados com N, P e N+P.

5. CONCLUSÕES

O manejo de cafezais em sistema agroflorestal com adubação orgânica de origem animal ou vegetal favoreceram a fertilidade do solo, indicada pelos atributos químicos do solo. O aporte de adubação orgânica de origem animal (SAF_O) favoreceu a disponibilidade de fósforo, os microrganismos solubilizadores de fosfato, em especial as bactérias, e o potencial de solubilização de fosfato pela microbiota do solo.

O aporte de resíduos vegetais (SAF_N) favoreceu a ação das fosfatases ácidas e alcalinas, indicando que a dinâmica do P orgânico no solo dessa área é essencial para o fornecimento de P para as plantas, que não apresentaram nenhum sintoma de deficiência de P, mesmo que o P disponível tenha sido considerado baixo.

O manejo utilizando os princípios da agricultura natural em SAF_N, com o uso de insumos vegetais produzidos localmente criou condições de solos semelhantes ou

melhores do que os solos manejados com insumos químicos. Ao final, além dos benefícios ambientais, o agricultor tem menos custos com insumos externos e maior valor agregado no café, que é reconhecido pela sua alta qualidade.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AB'SABER, A. N. Províncias Geológicas e Domínios Morfoclimáticos No Brasil. **Geomorfologia** 20: 1–26, 1970.
- AJIBOYE, B.; AKINREMI, O. O.; RACZ, G. J. Laboratory characterization of phosphorus in fresh and oven-dried organic amendments. **Journal of Environmental Quality**, v.33, p.1062-1069, 2004.
- AMARAL, J. F. T. et al. Eficiência na produção de frutos e alocação relativa de nutrientes em cultivares de cafeeiro. **Revista Ceres**, v. 57, p. 253-262, 2010.
- ANDRADE, A. G.; CABALLERO, S. S. U.; FARIA, S. M. Ciclagem de nutrientes em ecossistemas florestais. **Embrapa Solos**, Rio de Janeiro, p. 22, 1999.
- ANGHINONI, I. **Adubação e meio ambiente**. Instituto Rio Grandense do Arroz – IRGA. Porto Alegre, 19 set. 2007. Disponível em: <<http://www.irga.rs.gov.br/index.php?action=meioambiente>>. Acesso em: 27 set. de 2008.
- ARCAND, M. M.; SCHNEIDER, K. D. Plant-and microbial-based mechanisms to improve the agronomic effectiveness of phosphate rock: a review. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, 78(4):791-807, 2007.
- BAIS, H. P.; WEIR, T. L.; PERRY, L. G.; GILROY, S.; VIVANCO, J. M. The role of root exudates in rhizosphere interactions with plants and other organisms. **Annu Rev Plant Biol**, 57, 233-266, 2006. <https://doi.org/10.1146/ANNUREV.ARPLANT.57.032905.105159>.
- BALDOCK, J. A.; SKJEMSTAD, J. O. Soil organic carbon/soil organic matter. In: Soil Analysis: an Interpretation Manual. (Eds. K. I. Peverill, L. A. Sparrow, and D. J. Reuter). **CSIRO Publishing**, Melbourne, pp. 159-170, 1999.
- BAMBOLIM, Amauri et al. Calcário líquido e calcário convencional na correção da acidez do solo. **Revista de Agricultura Neotropical**, v. 2, n. 3, p. 34-38, 2015.
- BANERJEE, A.; SANYAL, S.; SEN, S. Soil phosphatase activity of agricultural land: A possible index of soil fertility. **Agricultural Science Research Journals**. 2, 412-419, 2012.
- BOLAN, N. S. A Critical Review on the Role of Mycorrhizal Fungi in the Uptake of Phosphorus by Plants. **Plant and Soil** 134: 189–207, 1991.
- BRAGA, J. M.; DEFELIPO, B. V. Determinação espectrofotométrica de fósforo em extratos de solo e material vegetal. **Revista Ceres**, Viçosa, v.21, p.73-85, 1974.
- BROECKLING, C. D.; BROZ, A. K.; BERGELSON, J.; MANTER, D. K.; VIVANCO, J. M. Root exudates regulate soil fungal community composition and diversity. **Appl. Environ. Microbiol.**, 74(3), 738-744, 2008.

- BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S.; JENKINSON, D. S. Measurement of Microbial Biomass Phosphorus in Soil. **Soil Biology and Biochemistry** 14 (4): 319–29, 1982. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(82\)90001-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(82)90001-3).
- BUYER, J. S.; ROBERTS, D. P.; RUSSEK-COHEN, E. Soil and plant effects on microbial community structure. **Can J Microbiol** 48:955–964, 2002.
- CARDOSO, I. M. **Phosphorus in Agroforestry Systems: A Contribution to Sustainable Agriculture in the Zona Da Mata of Minas Gerais, Brazil**. Ph.D. Thesis, Wageningen: Wageningen University, 2002.
- CARDOSO, I. M.; JANSSEN, B. H.; OENEMA, O.; KUYPER, T. W. Phosphorus Pools in Oxisols under Shaded and Unshaded Coffee Systems on Farmers' Fields in Brazil. **Agroforestry Systems** 58 (1): 55–64, 2003a. <https://doi.org/10.1023/A:1025436908000>.
- CARDOSO, I. M.; VAN DER MEER, P.; OENEMA, O.; JANSSEN, B. H., & KUYPER, T. W. Analysis of phosphorus by ³¹P NMR in Oxisols under agroforestry and conventional coffee systems in Brazil. **Geoderma**, 112(1-2), 51-70, 2003b
- CARDOSO, I. M. et al. Differential access to phosphorus pools of an oxisol by mycorrhizal and nonmycorrhizal maize. **Communications in soil science and plant analysis**, v. 37, n. 11-12, p. 1537-1551, 2006.
- CARVALHO, Glaucilene Duarte et al. Impacto do manejo da adubação nitrogenada sobre a emissão de gás de efeito estufa óxido nitroso e a produtividade de arroz irrigado no Cerrado. **Boletim de pesquisa e desenvolvimento**, n. 52, p. 23, 2018.
- CASALS, P.; ROMERO, J.; RUSCH, G. M. et al. Soil organic C and nutrient contents under trees with different functional characteristics in seasonally dry tropical silvopastures. **Plant Soil** 374, 643–659, 2014.
- CASSOL, P. C.; GIANELLO, C.; COSTA, V. E. U. Frações de fósforo em estrumes e sua eficiência como adubo fosfatado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.25, p.635-644, 2001.
- CFSEMG. **5a Aproximação - Recomendações Para o Uso de Corretivos e Fertilizantes Em Minas Gerais**, 1999.
- CHANDER, K.; GOYAL, S.; NANDAL, D. P.; KAPOOR, K. K. Soil Organic Matter, Microbial Biomass and Enzyme Activities in a Tropical Agroforestry System. **Biology and Fertility of Soils** 27 (2): 168–72, 1998. <https://doi.org/10.1007/S003740050416>.
- CHEN, S.; WANG, W.; XU, W. et al. Plant diversity enhances productivity and soil carbon storage. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, 115(16):4027-4032, 2018.
- CHEN, Y. P.; REKHA, P. D.; ARUN, A. B.; SHEN, F. T.; LAI, W. A.; YOUNG, C. C. Phosphate Solubilizing Bacteria from Subtropical Soil and Their Tricalcium Phosphate Solubilizing Abilities. **Applied Soil Ecology** 34 (1): 33–41, 2006. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.12.002>.

- CONDON, L.M.; TURNER, B.L.; CADE-MENUN, B.J.; SIMS, J.; SHARPLEY, A. 2005. Chemistry and dynamics of soil organic phosphorus. **Phosphorus: Agriculture and the environment**. 87-121, 2005.
- CORDELL, D.; WHITE, S. Peak Phosphorus: Clarifying the Key Issues of a Vigorous Debate about Long-Term Phosphorus Security. **Sustainability**, Vol. 3, Pages 2027-2049 3 (10): 2027–49, 2011. <https://doi.org/10.3390/SU3102027>.
- CORREIA, M. E. F.; ANDRADE, A.G. **Formação da Serapilheira e ciclagem de nutrientes**. In: SANTOS, G. A.; CAMARGO, F.A.O (Ed.). Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais Porto Alegre: Genesis. p.197-225, 1999.
- CRASWELL, E. T.; LEFROY, R. D. B. The Role and Function of Organic Matter in Tropical Soils. **Managing Organic Matter in Tropical Soils: Scope and Limitations**, 7–18, 2001. https://doi.org/10.1007/978-94-017-2172-1_2.
- DALAI, R. C. Soil Organic Phosphorus. **Advances in Agronomy** 29: 83–117, 1977.
- DALAL, R. C.; HALLSWORTH, E. G. Measurement of isotopic exchangeable soil phosphorus and interrelationship among parameters of quantity, intensity, and capacity factors. **Soil Science Society of America Journal**, v. 41, n. 1, p. 81-86, 1977.
- DEBNATH, A.; DAS, A. C.; MUKHERJEE, D. Studies on the Decomposition of Non-Conventional Organic Wastes in Soil. **Microbiological Research** 149 (2): 195–201, 1994. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0944-5013\(11\)80118-7](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0944-5013(11)80118-7).
- DEFELIPO, B. V.; RIBEIRO, A. C. **Análise Química Do Solo: Metodologia**. Vol. 29, 1981.
- DEL CAMPILLO, M. C., VAN DER ZEE, S. E. A. T. M., TORRENT, J. Modelling long-term phosphorus leaching and changes in phosphorus fertility in excessively fertilized acid sandy soils. **Eur J Soil Sci**, 50:391–399, 1999. <https://doi.org/10.1046/J.1365-2389.1999.00244.X>.
- DICK, W. A.; CHENG, L.; WANG, P. Soil acid and alkaline phosphatase activity as pH adjustment indicators. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 32, n. 13, p. 1915-1919, 2000.
- DOLLINGER, J.; JOSE, S. Agroforestry for Soil Health. **Agroforestry Systems** 92 (2): 213–19, 2018. <https://doi.org/10.1007/S10457-018-0223-9>.
- DOLLINGER, J.; JOSE, S. Correction to: Agroforestry for Soil Health (Agroforestry Systems, (2018), 92, 2, (213-219), 10.1007/S10457-018-0223-9). **Agroforestry Systems** 93 (3): 1205, 2019. <https://doi.org/10.1007/S10457-018-0227-5>.
- DORNBUSH, M. E. Grasses, litter, and their interaction affect microbial biomass and soil enzyme activity. **Soil Biology and Biochemistry** 39(9):2241-2249, 2007.
- DUARTE, E. M.; CARDOSO, I. M.; STIJNEN, T.; MENDONÇA, M. A. F.; COELHO, M. S.; CANTARUTTI, R. B.; et al. Decomposition and nutrient release in leaves of Atlantic Rainforest tree species used in agroforestry systems. **Agroforestry Systems**, 87, 835-847, 2013.

- DUARTE, E. M.; CARDOSO, I. M.; STIJNEN, T.; MENDONÇA, M. A. F.; COELHO, M. S.; CANTARUTTI, R. B.; MENDONÇA, E. S. Decomposition and nutrient release in leaves of Atlantic Rainforest tree species used in agroforestry systems. **Agroforestry systems**, 87(4), 835-847, 2013.
- DUTRA, F. C. et al. Atividade de fosfatase ácida, uréase e micorrizas em uma área de pastagem abandonada (Paragominas-PA), após adubação com nitrogênio e fósforo. In: **II CONGRESSO DE ESTUDANTES E BOLSISTAS DO EXPERIMENTO LBA**, Manaus, 2005.
- EGHBALL B. Liming effects of beef cattle manure or compost. **Communications in Soil Science and Plant Analysis** 30:2563-2570, 1999.
- EMBRAPA. **Manual de Metodos de Análise de Solo**. Embrapa, 1997.
- EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos - SiBCS**. 5th ed. Brasília, 2018.
- FIGUEIREDO FILHO, A.; FERREIRA, G. M.; BUDANT, L. S.; FIGUEIREDO, D. J. Avaliação estacional da deposição da serrapilheira em uma Floresta Ombrófila Mista localizada no sul do Estado do Paraná. **Ciência Florestal**, v.13, n.1, p.11-18, 2003.
- FONTES, L. S. Edmar – legendado (1 de 9). YouTube, 23 de maio de 2023. Disponível em:
https://www.youtube.com/watch?v=3Ex5Zy1_ods&list=PL1sDDCXw6ji9UiHrJiWuHbWJP1k509zrH&index=1. Acessado em: 29 de junho de 2023.
- FRAGA, Marcelo Elias et al. Interação microrganismo, solo e flora como condutores da diversidade na Mata Atlântica. **Acta botanica brasílica**, v. 26, p. 857-865, 2012.
- FUENTES, J.P.; BEZDICEK, D.F.; FLURY, M.; ALBRECHT, S.; SMITH, J.L. Microbial activity affected by lime in a long-term no-till soil. **Soil Tillage & Research, Amsterdam**, v.88, n.1-2, p.123-131, 2006.
- GALVÃO, S. R. D. S.; SALCEDO, I. H.; OLIVEIRA, F. F. D. Acumulação de nutrientes em solos arenosos adubados com esterco bovino. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 43, 99-105, 2008.
- GATIBONI, L. C.; CONDRON, L. M. A Rapid Fractionation Method for Assessing Key Soil Phosphorus Parameters in Agroecosystems. **Geoderma** 385 (March), 2021. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2020.114893>.
- Giordano S. R. **Gestão ambiental no sistema agroindustrial**. In: Zylbersztajn D & Neves MF (Org.). Economia e gestão dos negócios agroalimentares: indústria de alimentos, indústria de insumos, produção agropecuária e distribuição. São Paulo, Pioneira. p.255-81, 2000.
- GOLFARI, L. **Zoneamento Ecológico Do Estado de Minas Gerais Para Reflorestamento**. Rio de Janeiro: IBDF/FAO, 1975.
- HAYNES R. J., MOKOLOBATE M. S. Amelioration of Al toxicity and P deficiency in acid soils by additions of organic residues: a critical review of the phenomenon and the mechanisms involved. **Nutrient Cycling in Agroecosystems** 59:47-63, 2001.

- HERMANS, C.; HAMMOND, J. P.; WHITE, P. J.; VERBRUGGEN, N. How do plants respond to nutrient shortage by biomass allocation? **Trends in Plant Science** 11:610-617, 2006.
- ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of Inorganic Calcium Phosphates—Solubilization Mechanisms. **Soil Biology and Biochemistry** 27 (3): 257–63, 1995. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0038-0717\(94\)00190-C](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0038-0717(94)00190-C).
- ILLMER, P.; SCHINNER, F. Solubilization of Inorganic Phosphates by Microorganisms Isolated from Forest Soils. **Soil Biology and Biochemistry** 24 (4): 389–95, 1992. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(92\)90199-8](https://doi.org/10.1016/0038-0717(92)90199-8).
- INGHAM, E. R. et al. Comparison of soil biota between organic and conventional agroecosystems in Oregon, USA. **土壤圈: 英文版**, v. 15, n. 3, p. 395-403, 2005.
- INGLE, K. P.; PADOLE, D. A. Phosphate Solubilizing Microbes: An Overview. **Int J Curr Microbiol Appl Sci** 6 (1): 844–52, 2017.
- IPCC - Intergovernmental Panel on Climate Change: Guidelines for National Greenhouse Gas Inventories Prepared by the National Greenhouse Gas Inventories Programme. Japan: IGES, 2006. chapter 11.
- JOHNSON, A. H.; FRIZANO, J.; VANN, D. R. Biogeochemical Implications of Labile Phosphorus in Forest Soils Determined by the Hedley Fractionation Procedure. **Oecologia** 135 (4): 487–99, 2003. <https://doi.org/10.1007/S00442-002-1164-5/FIGURES/6>.
- JOHNSON, D.; LEAKE, J.R.; LEE, J.A. The effects of quantity and duration of simulated pollutant nitrogen deposition on root-surface phosphatase activities in calcareous and acid grassland: a bioassay approach. **New Phytologist** 141: 433– 442, 1999.
- JONGMANS, A. G. et al. Rock-eating fungi. **Nature**, v. 389, n. 6652, p. 682-683, 1997.
- KATAOKA, R.; NAGASAKA, K.; TANAKA, Y.; YAMAMURA, H.; SHINOHARA, S.; HARAMOTO, E.; SAKAMOTO, Y. Hairy vetch (*Vicia villosa*), as a green manure, increases fungal biomass, fungal community composition, and phosphatase activity in soil. **Applied Soil Ecology** 117:16-20, 2017.
- KENNEDY, A. C. Bacterial diversity in agroecosystems. **Agric Ecosyst Environ** 74:65–76, 1999.
- KHAN, A. A.; JILANI, G.; AKHTAR, M. S.; NAQVI, S. M. S.; RASHEED, M. Phosphorus Solubilizing Bacteria: Occurrence, Mechanisms and Their Role in Crop Production. **J. AGRIC. BIOL. SCI.** 1 (1): 48–58, 2009.
- KHAN, M. S.; ZAIDI, A.; AHMAD, M.; OVES, M.; WANI, P. A. “Plant Growth Promotion by Phosphate Solubilizing Fungi – Current Perspective.” **Archives of Agronomy and Soil Science** 56 (1): 73–98, 2010. <https://doi.org/10.1080/03650340902806469>.
- KPOMBLEKOU-A, K.; TABATABAI, M. A. Effect of Organic Acids on Release of Phosphorus from Phosphate Rocks1. **Soil Science** 158 (6): 442–53, 1994.

- KRULL, E. S.; SKJEMSTAD, J. O.; BALDOCK, J. A. Functions of Soil Organic Matter and the Effect on Soil Properties. **Residue Management, Soil Organic Carbon and Crop Performance**, 2004.
- LANGE, M.; EISENHAUER, N.; SIERRA, C. A.; BESSLER, H.; ENGELS, C.; GRIGGITHS, R. I.; MALIK, A. A.; ROY, J.; SCHEU, S.; STEINBEISS, S.; MELLADO-VA, P. G.; THOMSON, B. C.; TRUMBORE, S. E.; GLEIXNER, G. Plant diversity increases soil microbial activity and soil carbon storage. **Nat. Commun.** 6, 1–8, 2015.
- LIAUD, N.; GINIÉS, C.; NAVARRO, D.; FABRE, N.; CRAPART, S.; HERPOËL-GIMBERT, I.; SIGOILLOT, J. C. Exploring fungal biodiversity: organic acid production by 66 strains of filamentous fungi. **Fungal Biology and Biotechnology** 1(1):1, 2014.
- LIMA, R. P. et al. Aporte e decomposição da serapilheira na Caatinga no Sul do Piauí. **Floresta e Ambiente**, v. 22, p. 42-49, 2015.
- MACDONALD, G. K.; BENNET, E. M.; POTTER, P. A.; RAMANKUTTY, N. Agronomic Phosphorus Imbalances across the World's Croplands. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 108 (7): 3086–91, 2011. <https://doi.org/10.1073/PNAS.1010808108>.
- MAGID, J.; TIESSEN, H.; CONDRON, L.M. Dynamics of Organicphosphorus in Soils under Natural and Agriculturecosystems. In **Humic Substances Interrestrial Ecosystems**, edited by A. Piccolo, 429–66, 1996. Amsterdam: Elsevier.
- MASSENSINI, A. M.; TÓTOLA, M. R.; BORGES, A. C.; COSTA, M. D. Potential Phosphate Solubilization Mediated by Rhizospheric Microbiota of Eucalyptus Cultivated in a Typical Toposequence of the Zona Da Mata, Minas Gerais. **Revista Brasileira de Ciência Do Solo** 39 (3), 2015. <https://doi.org/https://doi.org/10.1590/01000683rbc20140339>.
- MENDES, G. O.; FREITAS, A. L. M.; PEREIRA, O. L.; SILVA, I. R.; VASSILEV, N. B.; COSTA, M. D. Mechanisms of Phosphate Solubilization by Fungal Isolates When Exposed to Different P Sources. **Annals of Microbiology** 64 (1): 239–49, 2014. <https://doi.org/10.1007/S13213-013-0656-3/TABLES/4>.
- MEW, M. C. Phosphate Rock Costs, Prices and Resources Interaction. **Science of The Total Environment** 542 (January): 1008–12, 2016. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2015.08.045>.
- MITCHELL, C.C.; TU, S. Nutrient accumulation and movement from poultry litter. **Soil Science Society of America Journal**, v.70, p.2146-2153, 2006.
- MOTTA, Antonio Carlos Vargas et al. Distribuição horizontal e vertical da fertilidade do solo e das raízes de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) cultivar Catuaí. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 28, n. 4, p. 453-462, 2006.
- NAHAS, Ely. Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas agrícolas. **Bragantia**, v. 61, p. 267-275, 2002.

- NAUTIYAL, C. S. An Efficient Microbiological Growth Medium for Screening Phosphate Solubilizing Microorganisms. **FEMS Microbiology Letters** 170 (1): 265–70, 1999. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.1999.tb13383.x>.
- NESET, T. S. S.; CORDELL, D. Global Phosphorus Scarcity: Identifying Synergies for a Sustainable Future. **Journal of the Science of Food and Agriculture** 92 (1): 2–6, 2012. <https://doi.org/10.1002/JSFA.4650>.
- NIEDERBERGER, J.; KOHLER, M.; BAUHUS, J. Distribution of Phosphorus Fractions with Different Plant Availability in German Forest Soils and Their Relationship with Common Soil Properties and Foliar P Contents. **Soil** 5 (2): 189–204, 2019. <https://doi.org/10.5194/soil-5-189-2019>.
- NORRISH, K.; ROSSER, H. Mineral Phosphate. In **Soils: An Australian Viewpoint**, 335–61, 1983. Melbourne: Academic Press.
- NOVAIS, R. F.; SMYTH, T. J. **Fósforo Em Solo e Planta Sob Condições Tropicais**. Universidade Federal de Viçosa, 1999.
- OLANDER, Lydia P.; VITOUSEK, Peter M. Regulation of soil phosphatase and chitinase activity by N and P availability. **Biogeochemistry**, v. 49, p. 175–191, 2000.
- OTHMAN, R.; PANHWAR Q. A. Phosphate-Solubilizing Bacteria Improves Nutrient Uptake in Aerobic Rice. In *Phosphate Solubilizing Microorganisms*, 207–24, 2014. **Springer**.
- PALM, C.; SANCHEZ, P.; AHAMED, S.; AWITI, A. Soils: A Contemporary Perspective. **Annual Review of Environment and Resources** 32 (January), 2007.
- PAULA, Ranieri Ribeiro; PEREIRA, Marcos Gervasio; MACHADO, Deivid Lopes. Atributos químicos e matéria orgânica em complexos florestais periodicamente inundados na restinga da Marambaia-RJ. **Ciência Florestal**, v. 23, p. 529–538, 2013.
- PHOENIX, G.K.; BOOTH, R.E.; LEAKE, J.R.; READ, D.J.; GRIME, J.P.; LEE, J.A. Simulated pollutant nitrogen deposition increases P demand and enhances root-surface phosphatase activities of three plant functional types in a calcareous grassland. **New Phytologist** 161: 279–289, 2003.
- PILKINGTON, M.G.; CAPORN, S. J. M.; CARROLL, J. A.; CRESSWELL, N.; LEE, J.A.; EMMETT, B.A.; JOHNSON, D. Effects of increased deposition of atmospheric nitrogen on an upland Calluna moor: N and P transformations. **Environmental Pollution** 135: 469–480, 2005.
- PRIMO, Anacláudia Alves et al. Potencial fertilizante da serapilheira de espécies lenhosas da Caatinga na recuperação de um solo degradado. **Revista Ceres**, v. 65, p. 74–84, 2018.
- RICHARDSON, A. E. Prospects for Using Soil Microorganisms to Improve the Acquisition of Phosphorus by Plants. **Australian Journal of Plant Physiology** 28: 897–906, 2001.
- RICHTER, D. D.; ALLEN, H. L.; LI, J.; MARKEWITZ, D.; RAIKES, J. Bioavailability of Slowly Cycling Soil Phosphorus: Major Restructuring of Soil P Fractions over Four Decades

- in an Aggrading Forest. **Oecologia** 150 (2): 259–71, 2006. <https://doi.org/10.1007/S00442-006-0510-4>.
- RODRÍGUEZ, H.; FRAGA, R. Phosphate Solubilizing Bacteria and Their Role in Plant Growth Promotion. **Biotechnology Advances** 17: 319–39, 1999.
- ROUSK, J.; BÅÅTH, E. Fungal and bacterial growth in soil with plant materials of different C/N ratios. **FEMS microbiology ecology**, v. 62, n. 3, p. 258-267, 2007.
- ROY, E. D.; RICHARDS, P. D.; MARTINELLI, L. A.; COLETTA, L. D.; LINS, S. R. M.; VAZQUEZ, F. F.; WILLIG, E.; SPERA, S. A.; VANWEY, L. K.; PORDER, S. The Phosphorus Cost of Agricultural Intensification in the Tropics. **Nature Plants** 2 (5): 1–6, 2016. <https://doi.org/10.1038/nplants.2016.43>.
- SANTINATO, Felipe et al. **Podas do cafeeiro e ciclagem de nutrientes**. 2019.
- SANTOS RHEINHEIMER, D.; ANGHINONI, I. Accumulation of soil organic phosphorus by soil tillage and cropping systems under subtropical conditions. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v. 34, n. 15-16, p. 2339-2354, 2003.
- SANTOS, G. A.; SILVA, L. S.; CANELLAS, L. P.; CAMARGO, F. A. O. Fundamentos da matéria orgânica do solo. **Ecosystemas tropicais e subtropicais**. 2 ed. Gênese, Porto Alegre, 1999.
- SARCINELLI, T. S.; SCHAEFER, C. E. G. R.; LYNCH, L. S.; ARATO, H. D.; VIANA, J. H. M.; ALBUQUERQUE FILHO, M. R.; GONÇALVES, T. T. Chemical, Physical and Micromorphological Properties of Termite Mounds and Adjacent Soils along a Toposequence in Zona Da Mata, Minas Gerais State, Brazil. **CATENA** 76 (2): 107–13, 2009. <https://doi.org/10.1016/J.CATENA.2008.10.001>.
- SATTARI, S. Z.; BOUWMAN, A. F.; GILLER, K. E.; VAN ITTERSUM, M. K. Residual Soil Phosphorus as the Missing Piece in the Global Phosphorus Crisis Puzzle. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 109 (16): 6348–53, 2012. <https://doi.org/10.1073/PNAS.1113675109>.
- SCHRIJVER, A.; VESTERDAL, L.; HANSEN, K.; FRENNE, P.; AUGUSTO, L.; ACHAT, D. L.; STAELENS, J., et al. Four Decades of Post-Agricultural Forest Development Have Caused Major Redistributions of Soil Phosphorus Fractions. **Oecologia** 169 (1): 221–34, 2012. <https://doi.org/10.1007/S00442-011-2185-8>
- SHEN, J.; YUAN, L.; ZHANG, J.; LI, H.; BAI, Z.; CHEN, X.; ZHANG, W.; ZHANG, F. Focus Issue on Phosphorus Plant Physiology: Phosphorus Dynamics: From Soil to Plant. **Plant Physiology** 156 (3): 997, 2011. <https://doi.org/10.1104/PP.111.175232>.
- SILVA, F. C.; RAIJ, B. V. Disponibilidade de fósforo em solos avaliada por diferentes extratores. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, p. 267-288, 1999.
- SILVA, I. R.; MENDONÇA, E.S. **Matéria Orgânica Do Solo**. In *Fertilidade Do Solo*, edited by R.F. Novais, V.H. Alvarez, N. Fernandes, R.L. Fontes, R.B. Cantarutti, and J.C.L. Neves, 275–374, 2007. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo.

- SILVA, L.M.V.; PASQUAL, A. Dinâmica e modelagem da matéria orgânica do solo com ênfase ao ecossistema tropical. **Energia na Agricultura**, Botucatu, v.14, n.3, p.13-24, 1999.
- SIQUEIRA, Haloycio Miguel de; SOUZA, Paulo Marcelo de; PONCIANO, Nivaldo José. Café convencional versus café orgânico: perspectivas de sustentabilidade socioeconômica dos agricultores familiares do Espírito Santo. **Revista Ceres**, v. 58, p. 155-160, 2011.
- SOLLINS, P.; ROBERTSON, G. P.; UEHARA, G. Nutrient Mobility in Variable- and Permanent-Charge Soils. **Biogeochemistry** 1988 6:3 6 (3): 181–99, 1988. <https://doi.org/10.1007/BF02182995>.
- STEVENSON, F. J.; COLE, M. A. Cycles of Soils: Carbon, Nitrogen, Phosphorus, Sulfur, Micronutrients. **John Wiley & Sons**, 1999.
- TANG C, SPARLING CP, MC LAY CDA, RAPHAEL C. Effect on short-term residue decomposition on soil acidity. **Australian Journal of Soil Research** 37:591-594, 1999.
- TARAFDAR, J. C.; CLAASSEN, Norbert. Organic phosphorus compounds as a phosphorus source for higher plants through the activity of phosphatases produced by plant roots and microorganisms. **Biology and fertility of soils**, v. 5, p. 308-312, 1988.
- TATE, K. R., NEWMAN, R. H. Phosphorus Fractions of a Climosequence of Soils in New Zealand Tussock Grassland. **Soil Biology and Biochemistry** 14 (3): 191–96, 1982.
- TIAN, Jihui et al. Impact of land use and nutrient addition on phosphatase activities and their relationships with organic phosphorus turnover in semi-arid grassland soils. **Biology and Fertility of Soils**, v. 52, p. 675-683, 2016.
- TIRLONI, C.; VITORINO, A.C.T.; NOVELINO, J.O.; TIRLONI, D.; COIMBRA, D.S. Disponibilidade de fósforo em função das adições de calagem e de um bioativador do solo. **Ciência e Agrotecnologia**, v.33, p.977-984, 2009.
- TIUNOV, A.V. & SCHEU, S. Arbuscular mycorrhiza and Collembola interact in affecting community composition of saprotrophic microfungi. **Oecologia** 142: 636-64, 2005.
- TRESEDER, K.K.; VITOUSEK, P.M. Effects of soil nutrient availability on investment in acquisition of N and P in Hawaiian rain forests. **Ecology** 82: 946– 954, 2001.
- UNGER, I. M.; GOYNE, K. W.; KREMER, R. J.; KENNEDY, A. C. Microbial Community Diversity in Agroforestry and Grass Vegetative Filter Strips. **Agroforestry Systems** 87 (2): 395–402, 2013. <https://doi.org/10.1007/S10457-012-9559-8/FIGURES/4>.
- VASSILEV, N; VASSILEVA, M. Biotechnological Solubilization of Rock Phosphate on Media Containing Agro-Industrial Wastes. **Applied Microbiology and Biotechnology** 61 (5–6): 435–40, 2003. <https://doi.org/10.1007/S00253-003-1318-3>.
- VENKATESAN, S.; SENTHURPANDIAN, V. K. Comparison of enzyme activity with depth under tea plantations and forested sites in south India. **Geoderma** 137(1):212- 216, 2006.

- VIANA, R. M.; FERRAZ, J. B.; NEVES JÚNIOR, A. F.; VIEIRA, G.; PEREIRA, B. F. Soil quality indicators for different restoration stages on Amazon rainforest. **Soil and Tillage Research**, 140, 1-7, 2014.
- VON LÜTZOW, Margit; KÖGEL-KNABNER, Ingrid. Temperature sensitivity of soil organic matter decomposition—what do we know?. **Biology and Fertility of soils**, v. 46, p. 1-15, 2009.
- YANG, X.; POST, W. M. Phosphorus Transformations as a Function of Pedogenesis: A Synthesis of Soil Phosphorus Data Using Hedley Fractionation Method. **Biogeosciences** 8 (10): 2907–16, 2011. <https://doi.org/10.5194/BG-8-2907-2011>.
- YOUNG, A. Agroforestry for Soil Management. **ICRAF and CAB International**, 2nd ed. Wallingford, UK, 1997.
- ZHOU, X.; BINKLEY, D.; DOXTADER, K. G. A New Method for Estimating Gross Phosphorus Mineralization and Immobilization Rates in Soils. **Plant and Soil** 147 (2): 243–50, 1992. <https://doi.org/10.1007/BF00029076>.
- ZHU, J.; LI, M.; WHELAN, M. Phosphorus Activators Contribute to Legacy Phosphorus Availability in Agricultural Soils: A Review. **Science of the Total Environment** 612: 522–37, 2018