

Adubação Organomineral em Associação com Microrganismos Solubilizadores de Fósforo no Milheto



ISSN 1679-0154
Dezembro 2016

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Milho e Sorgo
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 147

Adubação Organomineral em Associação com Microrganismos Solubilizadores de Fósforo no Milheto

Cássia Naiara Soares Almeida
Flávia Cristina dos Santos
Ivanildo Evódio Marriel
Eliane Aparecida Gomes
Adenilson Freitas
Christiane Abreu de Oliveira Paiva

Embrapa Milho e Sorgo
Sete Lagoas, MG
2016

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Milho e Sorgo

Rod. MG 424 Km 45

Caixa Postal 151

CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG

Fone: (31) 3027-1100

Fax: (31) 3027-1188

www.embrapa.br/fale-conosco

Comitê de Publicações da Unidade

Presidente: Sidney Netto Parentoni

Secretário-Executivo: Elena Charlotte Landau

Membros: Antonio Claudio da Silva Barros, Cynthia Maria Borges

Damasceno, Maria Lúcia Ferreira Simeone, Monica Matoso

Campanha, Roberto dos Santos Trindade, Rosângela Lacerda de

Castro

Revisão de texto: Antonio Claudio da Silva Barros

Normalização bibliográfica: Rosângela Lacerda de Castro

Tratamento de ilustrações: Tânia Mara Assunção Barbosa

Editoração eletrônica: Tânia Mara Assunção Barbosa

Foto(s) da capa: Cássia Naiara Soares Almeida

1ª edição

Versão Eletrônica (2016)

Todos os direitos reservados

A reprodução não-autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei no 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Milho e Sorgo

Adubação organomineral em associação com microrganismos solubilizadores de fósforo no milheto / Cássia Naiara Soares Almeida ... [et al.]. – Sete Lagoas : Embrapa Milho e Sorgo, 2016.

38 p. -- (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento / Embrapa Milho e Sorgo, ISSN 1679-0154; 147).

1. Microbiologia do solo. 2. Fertilizante. 3. Inoculante. I. Almeida, Cássia Naiara Soares. II. Série.

CDD 631.46 (21. ed.)

© Embrapa 2016

Sumário

Resumo	4
Abstract	6
Introdução	7
Material e Métodos	12
Resultados e Discussão	19
Conclusões	30
Agradecimentos	31
Referências	31

Adubação Organomineral em Associação com Microrganismos Solubilizadores de Fósforo no Milheto

Cássia Naiara Soares Almeida¹

Flávia Cristina dos Santos²

Ivanildo Evódio Marrie³

Eliane Aparecida Gomes⁴

Adenilson Freitas⁵

Christiane Abreu de Oliveira Paiva⁶

Resumo

As atividades agropecuárias geram grande quantidade de resíduos e, em alguns casos, provocam sérios problemas para o meio ambiente, como ocorre com a cama de frango. O aproveitamento desses resíduos pode ser realizado por meio da compostagem, gerando uma fonte alternativa de adubação fosfatada quando este composto é misturado com uma fonte mineral, como as rochas. Como na agricultura altas doses de

¹Acadêmica de Engenharia Ambiental, Centro Universitário de Sete Lagoas (UNIFEMM) - Av Marechal Castelo Branco, 2765, Bairro Santo Antônio, CEP 35701-242 Sete Lagoas, MG, cassianaarasoaes71@gmail.com

²Eng.-Agrôn., Doutora em Solos e Nutrição de Plantas, Pesquisadora em Fertilidade do Solo da Embrapa Milho e Sorgo, Sete Lagoas, Rod. MG 424 Km 45, Zona Rural, CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG, flavia.santos@embrapa.br

³Eng.-Agrôn., Doutor, Professor de Engenharia Ambiental, UNIFEMM e Pesquisador da Embrapa Milho e Sorgo, Rod. MG 424, km 45, CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG, jmarriel@cnpmc.embrapa.br

⁴Bióloga, D.Sc. em Genética, Pesquisadora da Embrapa Milho e Sorgo, Rod. MG 424, km 45, CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG, eliane.a.gomes@embrapa.br

⁵Eng.-Ambiental, Emater Capim Branco, Rua Antônio Caram, 855-Salatiel A de Deus - Capim Branco - MG CEP 35730-000 MG, adenilson.freitas@emater.mg.gov.br

⁶Eng.-Agr., D.Sc. em Biologia Vegetal, Pesquisadora da Embrapa Milho e Sorgo, Rod. MG 424, km 45, CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG, christiane.paiva@embrapa.br, autor corresponde

P precisam ser adicionadas ao solo por meio de fertilizantes sintéticos solúveis, suprir essa demanda fazendo uso de fertilizantes organominerais, adicionados de microrganismos solubilizadores de fósforo (MSP), é contribuir para a sustentabilidade agrícola. Este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da inoculação de microrganismos em adubos organominerais provenientes de resíduos agrícolas e rochas fosfatadas sobre o crescimento de milheto. Para isso foram cultivadas plantas de milheto em dois cultivos sucessivos, na Embrapa Milho e Sorgo, adubados com composto organomineral inoculados ou não com MSP em doses crescentes de 30 a 90 g vaso⁻¹. Após o plantio foram coletadas amostras de solo para análises químicas e biológicas, e também parte aérea e raiz para determinação de massa seca. A inoculação de microrganismos solubilizadores de P pulverizado no plantio resultou em maior crescimento de plantas de milheto, maior extração de nutrientes e maior disponibilidade de P no solo. No segundo cultivo, ocorreu aumento da atividade microbiana nos tratamentos que receberam organomineral com adição de microrganismos no plantio, evidenciando o potencial de utilização destes microrganismos em associação com rochas fosfatadas como alternativa ao uso de fertilizantes convencionais.

Palavras-chave: fertilizantes, inoculantes, fosfato de rocha, cama de frango, fósforo.

Millet Organomineral Fertilization in Association with Phosphorus Solubilizing Microorganisms

Cássia Naiara Soares Almeida¹

Flávia Cristina dos Santos²

Ivanildo Evódio Marrie³

Eliane Aparecida Gomes⁴

Adenilson Freitas⁵

Christiane Abreu de Oliveira Paiva⁶

Abstract

Agricultural activities generate a large amount of waste and, in some cases, they cause serious problems for the environment, as with poultry litter. The utilization of these residues can be accomplished through composting, generating an alternative source of phosphate fertilization when this compound is mixed with a mineral source such as rocks. As in agriculture high doses of P must be added to the soil using soluble synthetic fertilizers, supplying this demand with the use of organomineral fertilizers, added with phosphorus solubilizing microorganisms (MSP), is to contribute to agricultural sustainability. This work aimed to evaluate the effect of the inoculation of microorganisms in organomineral fertilizers from agricultural residues and phosphatic rocks on the growth of millet. For this, millet plants were grown in two successive crops, at Embrapa Maize and Sorghum, fertilized with inoculated organomineral compound or not with MSP in increasing doses of 30 to 90 g pot⁻¹. After planting, soil samples were collected for chemical and biological analysis, as well as shoot and root analysis

for determination of dry mass. The inoculation solubilizing microorganisms of P sprayed on planting resulted in higher growth of millet plants, greater nutrient extraction, and greater availability of P in the soil. In the second crop, there was an increasing in microbial activity in the treatments that received organomineral with addition of microorganisms in the planting. That fact shows the potential of use of these microorganisms in association with phosphatic rocks as an alternative to the use of conventional fertilizers.

Key-words: Fertilizers, inoculants, rock phosphate, chicken poultry, phosphorus

Introdução

Na agricultura brasileira, para alcançar uma produtividade de grãos satisfatória em regiões tropicais, cujos solos possuem alta fixação de fósforo (P), é necessário corrigir a carência deste elemento, por meio da utilização de fertilizantes. Dentre os macronutrientes requeridos pelas culturas, o fósforo (P) é um dos que mais limitam a produtividade agrícola, juntamente com o nitrogênio e potássio (MALAVOLTA et al., 1997; ZORB et al., 2014).

Portanto, para garantir a produção agrícola brasileira, altas doses de P precisam ser adicionadas ao solo por meio de fertilizantes químicos, o que deixa onerosos os custos de produção. Além disso, o mercado nacional de fertilizante não supre toda a necessidade destes fertilizantes, sendo preciso importar grande parte deste adubo (OLIVEIRA JÚNIOR et al., 2013), cerca de 50% do que se consome de fósforo são demandados do exterior (INSTITUTO BRASILEIRO DE

MINERAÇÃO, 2010; SANTOS, 2013). Outro ponto importante é que, com base na produção brasileira atual, as reservas estimadas de minério bruto como fontes de fósforo permitiriam sua exploração somente até o ano de 2017.

Por outro lado, a atividade agropecuária gera os mais variados resíduos (COSTA et al., 2009), que podem ser danosos e causar sérios prejuízos ao meio ambiente e aos seres vivos quando não utilizados ou dispostos de forma correta (OLIVEIRA; JUCÁ, 2004). Dentre esses resíduos, podemos destacar os restos de culturas, os provenientes de animais, como os estercos de bovinos, aves, suínos, equinos, resíduos de frigorífico e os resíduos agroindustriais (resíduos do processamento de alimentos, vinhaça, fibras) (FREIRE et al., 2000).

O principal meio de disposição destes resíduos, em especial no Brasil, consiste no seu uso direto sobre o solo, sem qualquer tratamento e na sua alocação em aterros que, na sua grande maioria, não possuem características adequadas para a contenção de poluentes e causam a contaminação do solo e água, principalmente com excesso de nutrientes, metais pesados e grande quantidade de massa orgânica dissolvida (OLIVEIRA; JUCÁ, 2004; SOBRAL et al., 2011), causando também eutrofização em corpos d'água.

Um exemplo deste tipo de resíduo agropecuário com problemas de disposição é a cama de frango, uma mistura de fezes e urina e de material utilizado como substrato para criação aviária. Com a crescente produção e exportação de carne de frango proveniente do Brasil e do Estado de Minas Gerais, inclusive do Município de Sete Lagoas, esperam-se aumentos significativos na geração deste resíduo pelos

aviários. Além disso, após a proibição de seu uso como complemento na alimentação animal, de acordo com Instrução Normativa, número 8 do Ministério da Agricultura, Pecuário e Abastecimento (Mapa) (BRASIL, 2004), por causar doenças, este acúmulo nas propriedades poderá ser ainda maior.

Como alternativa à disposição desses resíduos em aterros, existe a possibilidade de serem aplicados no solo, trazendo benefícios às plantas principalmente por serem fontes de nutrientes (WOLSKI; GLINSKI, 1986; MEDINA; BRINHOLI, 1998; GOMES et al., 2007; COSTA et al., 2009; CORRÊA et al., 2011).

Experimentos confirmam que a adubação com resíduos orgânicos resulta, na maioria das vezes, em produtividade semelhante à adubação com fertilizantes minerais (RIBEIRO, 2006). Desta forma, é possível constatar que estes materiais possuem potencial econômico e ambiental, principalmente quando realizada a compostagem, como um pré-tratamento, para seu reaproveitamento e redução do seu potencial poluidor.

O processo de compostagem é simples e pode ser realizado em pequena, média e grande escala, possibilitando vários benefícios para a agricultura (BRASIL, 2003). Dentre estes, destacam-se a reciclagem dos materiais como fonte de nutrientes, redução de custos econômicos e ambientais, redução de insumos químicos importados, além de ser indispensável em sistemas de produção orgânica, em que a legislação não permite o uso de agroquímicos (SANTOS et al., 2015).

Aliado ao processo de compostagem, uma alternativa de fertilização que vem sendo testada pela Embrapa é o uso

combinado de microrganismos, resíduos orgânicos e o pó de rochas de baixa reatividade como fonte de P e K. Dessa forma, é possível somar a eficiência do fertilizante orgânico com o fertilizante mineral, potencializada pela atividade microbiana, a fim de suprir, de maneira adequada, as exigências nutricionais das culturas, resultando em maior produtividade agrônômica e econômica das culturas. Como exemplo na literatura, alguns resultados promissores foram encontrados na produção de feijão guandu com resíduos de mandioca inoculados com *Aspergillus fumigatus* e *Aspergillus niger* e fosfato natural (OGBO, 2010) e em tabaco com utilização de resíduos de cana, *A. niger* e fosfato natural (VASSILEV et al., 2009).

Diante disso, são necessárias estratégias inovadoras para que os produtores rurais possam garantir rendimentos competitivos, mantendo o estoque de nutrientes dos solos (KHAN et al., 2010). Dentre estas alternativas, ênfase tem sido dada à utilização das formas de P contidas nos fosfatos de rocha ou fosfatos naturais, que, apesar de apresentarem baixa solubilidade, podem ter a biodisponibilidade do nutriente para as plantas incrementada na presença de microrganismos solubilizadores de P (MSP) (RAJANKAR et al., 2007; BOJINOVA et al., 2008; OLIVEIRA et al., 2009, 2013; GOMES et al., 2014).

Sabe-se que apesar de os fosfatos naturais apresentarem baixa reatividade, a biodisponibilidade do nutriente para as plantas pode ser incrementada na presença de microrganismos solubilizadores de fósforo (MSP) (RAJANKAR et al., 2007; BOJINOVA et al., 2008; OLIVEIRA et al., 2009). Muitos microrganismos do solo apresentam capacidade de solubilizar o P contido em minerais por apresentarem a capacidade de solubilização de fosfatos existentes no solo ou adicionados

na forma de fertilizantes (WHITELAW, 2000; RICHARDSON, 2009). Além disso, alguns microrganismos presentes nos solos possuem papel importante na ciclagem de P, hidrolisando formas orgânicas para as formas inorgânicas (PO_4), em decorrência da ação de enzimas hidrolíticas (principalmente fosfatases), sendo assim possível sua disponibilização para as plantas (BARROTI; NAHAS, 2000; GYANESHWAR et al., 2002).

Embora a inoculação de microrganismos solubilizadores de P tenha como resultado aumento no crescimento e produtividade de diferentes culturas, como milheto, resultados indicando a sua utilização de compostos orgânicos, rochas e os MSP e MSK são escassos (SINGH; REDDY, 2011), necessitando de mais investigações. A produção de enzimas, ácidos orgânicos e hormônios por microrganismos interage diretamente com a absorção de nutrientes pelas plantas no solo. Por outro lado, no caso do uso de fertilizantes organominerais, pouco se sabe sobre o efeito desse produto sobre o ambiente radicular das plantas e sobre como manipular esse ambiente pela introdução de novos microrganismos ou de bioestimulantes durante o processo de adubação de culturas de grãos, de ciclo curto. A atividade de enzimas fosfatase no solo pode ser um bom indicador do potencial de mineralização do P orgânico e da atividade biológica do solo (CHEN et al., 2003).

O presente estudo teve como objetivo avaliar o efeito da adubação organomineral em associação com microrganismos solubilizadores de P no milheto cultivado em casa de vegetação.

Material e Métodos

O experimento foi conduzido em casa de vegetação da Embrapa Milho e Sorgo, em Sete Lagoas, MG (19°28'S e 44°15'W), em dois cultivos sucessivos de milheto (*Pennisetum glaucum*), variedade BRS 1501, utilizado como planta teste. Foram utilizados vasos de 5 kg de capacidade, preenchidos com 4 kg de solo do tipo Latossolo Vermelho distrófico típico, com as seguintes características químicas e físicas, antes da aplicação dos insumos: pH H₂O = 5,2; Al = 0,4 cmol_c dm⁻³; Ca = 2,5 cmol_c dm⁻³; Mg = 0,2 cmol_c dm⁻³; SB (soma de bases) = 11,8 cmol_c dm⁻³; P = 2,2 mg dm⁻³; K = 30,3 mg dm⁻³; V (saturação de bases) = 23,2 % e teor de argila = 74,0 dag kg⁻¹.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com 10 tratamentos e quatro repetições. Cada tratamento foi constituído do tipo de adubação, controle sem adubação e adubação organomineral com pré-inoculação dos microrganismos ou inoculação no sulco de plantio de acordo com as doses do composto orgânico que variaram de 30 a 90 g vaso⁻¹, conforme mostra a Tabela 1.

Tabela 1. Tratamentos de fertilização organomineral em associação com microrganismos solubilizadores de P

Tratamento	Tipo de adubação/inoculação	Dose composto (g vaso ⁻¹)	Microrganismos B1+B2 (ml g composto)
1	Controle - Sem adubação	0	0
2	Organomineral 1x	30	0
3	Organomineral 2x	60	0
4	Organomineral 3x	90	0
5	Organomineral 1x pré-inoculado	30	30
6	Organomineral 2x pré-inoculado	60	60
7	Organomineral 3x pré-inoculado	90	90
8	Organomineral 1x inoculado plantio	30	30
9	Organomineral 2x inoculado plantio	60	60
10	Organomineral 3x inoculado plantio	90	90

Correção do Solo e Aplicação dos Tratamentos de Adubação

Aos trinta dias antes do plantio, foi realizada a correção da acidez do solo. A necessidade de calagem foi calculada para se atingir $V = 70\%$, com aplicação de reagentes p.a. de CaCO_3 e MgO . Além disso, à exceção do P, o solo foi corrigido com reagentes p.a. fontes dos demais macronutrientes, bem como dos micronutrientes.

Como descrito na Tabela 1, foram aplicados 10 tratamentos. A fonte de P utilizada foi o Fosfato de Araxá (FA), que foi misturado à cama de frango + esterco bovino + cana picada (parte orgânica) em proporção correspondente às doses de 1X, 2X e 3X: 230 (30 g vaso^{-1}), 460 (60 g vaso^{-1}) e 690 (90 g vaso^{-1}) kg ha^{-1} de P_2O_5 , respectivamente. Esta dose foi definida com base na recomendação para a cultura do milheto de 50 t ha^{-1} de composto orgânico ($10 \text{ t ha}^{-1} \times 5$, fator para experimentos em vasos; RESENDE et al., 2011).

Esta mistura foi organizada em duas leiras e deixada para compostagem em área de produção da Emater-MG. Em uma das leiras foi realizada a pré-inoculação de microrganismos solubilizadores como descrito a seguir. A mistura da outra leira recebeu a inoculação com os microrganismos solubilizadores apenas no sulco de plantio realizado nos vasos em casa de vegetação (Figura 1).



Figura 1. Modo de aplicação dos fertilizantes (A) e inoculantes (B), por pulverização no sulco do plantio de milheto em vasos.

No segundo cultivo não foi realizada a adubação com o composto orgânico, apenas foi realizada a cobertura com nitrogênio, para se verificar o efeito residual do adubo.

Preparo do Inoculante e Inoculação

Para a pré-inoculação dos compostos e inoculação no sulco de plantio, foram utilizados inoculantes contendo a mistura de 2 isolados de bactérias solubilizadores de P (MSP) do gênero *Bacillus* (B1), e uma bactéria solubilizadora de fósforo e potássio do gênero *Bulkholderia* sp (B2). Estes microrganismos eram pertencentes à Coleção de Microrganismos da Embrapa Milho e Sorgo e foram selecionados em experimentos anteriores, sendo classificados como cepas eficientes na biossolubilização (OLIVEIRA et al., 2013; SILVA et al., 2015).

Para preparo do inoculante, as bactérias provenientes de frascos de preservação contendo ágar-batata sólido (BDA) e óleo mineral estéril foram reativadas em placas de Petri contendo meio de cultura BDA: batata (200 g L⁻¹), dextrose (20 g L⁻¹) e ágar (15 g L⁻¹), utilizando-se o método de estrias

para obtenção de colônia pura dos isolados. Posteriormente, cada estirpe foi transferida para cultivo em caldo de soja tripcaseína, durante 72h, à temperatura de 29 °C, sob agitação de 350 rpm. Após 72h de crescimento, os inóculos foram centrifugados por 10 minutos, a 6.000 g. As suspensões microbianas, ressuspensas em solução salina [0,85% (m/v) NaCl], foram ajustadas para a absorbância igual ou superior a 1, em comprimento de onda igual a 550 nm, correspondente a concentração de 10^8 células mL⁻¹ para obtenção de uma concentração final no composto de 10^6 células g⁻¹ de composto.

O inoculante foi aplicado na forma líquida, sendo pulverizado sobre o composto em camadas, homogeneizado na leira de compostagem e ou pulverizado sobre o composto, já compostado, durante a adubação no sulco de plantio realizado no vaso em casa de vegetação (Figura 1).

Plantio e Colheita

Foram semeadas 20 sementes de milheto por vaso, nos dois cultivos. Aos dez dias após a semeadura, efetuou-se o desbaste, deixando-se 10-12 plantas vaso⁻¹. Aos 50 dias após a germinação, na fase de pré-florescimento, cortou-se a parte aérea das plantas e coletou solo para as análises químicas e biológicas e realizou-se novo semeio para o segundo cultivo, quando aos 50 dias, coletou-se parte aérea e raízes.

Determinação da Massa Seca e Nutrientes da Parte Aérea e Raízes das Plantas

Para determinação da massa seca da parte aérea (MSPA) e massa seca das raízes (MSR) das plantas foi realizada a

secagem do material em estufa com circulação forçada de ar, sob temperatura de 65 °C até atingir massa constante. Após serem moídas em moinho tipo Wiley, análises químicas das plantas de milho foram realizadas para determinação dos teores de nitrogênio, fósforo e potássio (SILVA, 1999) na parte aérea e raiz. Posteriormente, calculou-se a extração destes nutrientes pela parte aérea e raiz das plantas em cada tratamento pelo produto da massa seca e teores de N, P e K. A disponibilidade de P no solo foi determinada após extração com a solução Mehlich 3 e os outros nutrientes, segundo Silva (1999).

Análises Químicas e Biológicas do Solo

Determinação de P Disponível no Solo

A obtenção do P disponível no solo foi baseada no método de Olsen (OLSEN et al., 1954), recomendado para solos tratados com rochas fosfatadas. Pesaram-se 2,5 gramas de solo em tubos tipo falcon de 50 mL. Foram adicionados 25 ml de solução extratora de bicarbonato de Sódio (NaHCO_3) a 0,5 M pH 8,5. A mistura foi agitada por 1 hora em temperatura ambiente, em seguida centrifugaram-se as amostras por 10 minutos a 4.000 rpm. O sobrenadante foi filtrado e 2 ml foram transferidos para copos descartáveis de 50 ml.

A dosagem de fósforo no extrato foi realizada de acordo com o manual de métodos de análise de solo (CLAESSEN, 1997). Nos recipientes contendo o sobrenadante, foi adicionado 4 ml de solução diluída de Molibdato de Amônio ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}$) e 200 μL de solução de ácido ascórbico ($0,15 \text{ g ml}^{-1}$). Aos 45 minutos, ocorreu desenvolvimento de cor, e em seguida foi realizada a leitura da absorbância em espectrofotômetro, a 660 nm. A

concentração de P presente em cada amostra foi determinada a partir de uma solução estoque padrão de 0, 1; 2; 3; 4 ml P (25 mg L⁻¹ de P).

Determinação da Atividade das Fosfatases Ácida e Alcalina

A determinação da atividade das fosfatases ácida e alcalina foi efetuada de acordo com o método preconizado por Alef e Nannipieri (1995). O método fundamenta-se na análise da concentração de *p*-nitrofenol resultante da hidrólise enzimática de *p*-nitrofenil fosfato. Em amostras de 0,15 g de solo foram adicionadas soluções tampão pH 6,5 para análise da fosfatase ácida e tampão pH 11,0 para análise da fosfatase alcalina. Para ambas as enzimas, foram adicionados 0,12 mL *p*-nitrofenil fosfato 0,05 M com vigorosa homogeneização e posterior incubação durante uma hora, com temperatura de 37 °C. Adicionou-se, posteriormente, 0,5 mL da solução de reagentes para determinação colorimétrica. Em seguida, as amostras foram centrifugadas a 8.000 g por cinco minutos e foram realizadas as leituras em espectrofotômetro a 400 nm. A concentração de *p*-nitrofenol presente em cada amostra foi determinada com base na curva padrão (0; 2,5; 5,0; 7,5 e 10,0 µg de *p*-nitrofenol ml⁻¹). Os resultados obtidos da atividade das enzimas foram expressos em µg *p*-nitrofenol h⁻¹ g⁻¹ de solo.

Análises Estatísticas

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas utilizando-se o teste Scott-Knott a 5% de probabilidade, por meio do programa SISVAR (FERREIRA, 2010).

Resultados e Discussão

No primeiro cultivo, os tratamentos contendo o organomineral inoculado no sulco de plantio resultaram em maior acúmulo de massa seca da parte aérea das plantas (MSPA), seguidos pelos tratamentos organominerais com pré-inoculação com microrganismos solubilizadores de P ou sem, e o menor acúmulo de matéria seca foi da testemunha (Tabela 2).

Já no segundo cultivo a produção de MSPA foi, em geral, menor e não houve efeito do tipo de inoculação, pré-inoculação com os microrganismos solubilizadores de P ou inoculação no plantio (Tabela 2). Houve superioridade da inoculação no plantio em relação à pré-inoculação e ao organomineral sem inoculação apenas na menor dose do composto (1x) (Tabela 2). O controle teve o menor acúmulo de MSPA (Tabela 2).

Considerando a soma da MSPA dos dois cultivos, de maneira geral, observa-se a superioridade dos tratamentos organominerais inoculados no plantio (Figura 2), bem como das maiores doses utilizadas dos compostos, seguidos dos organominerais pré-inoculados ou sem inoculação (Tabela 2). O controle teve a menor produção de MSPA (Tabela 2).

Estes resultados evidenciam o potencial da utilização de microrganismos solubilizadores no sentido de melhorar a disponibilidade de P às plantas. A maior produção de MSPA nos tratamentos com inoculação no plantio pode estar relacionada com a maior sobrevivência dos microrganismos solubilizadores no fertilizante em relação aos tratamentos pré-inoculados, em que a taxa de sobrevivência pode ter sido afetada pelo tempo que este material permaneceu em estoque (2 meses). Outra

hipótese é a de que durante o processo de compostagem, a temperatura possa ter influenciado a sobrevivência deste inoculante. Desta forma, indica-se a aplicação do inoculante durante a adubação com o composto.



Figura 2. Produção de massa seca da parte aérea no primeiro cultivo com milheto em resposta aos tratamentos de fertilização organomineral sem inoculação no sulco (C3) e com inoculação (C3B) de microrganismos solubilizadores de P.

Com relação à MSR do milheto dos dois cultivos pode-se afirmar que não houve, no geral, efeito da utilização dos microrganismos solubilizadores de nutrientes, havendo superioridade apenas da aplicação dos compostos organominerais em relação ao controle (Tabela 2).

De forma geral, conforme mostram as Figuras 3, 4 e 5 a extração do N, P e K pela parte aérea e raiz de milheto foi maior quando realizada a adubação organomineral, em relação à testemunha, e, entre os tratamentos adubados, quando realizada a inoculação dos microrganismos solubilizadores no plantio. Cabe ressaltar a maior extração de fósforo pela raiz da planta em relação à parte aérea, comparativamente aos demais nutrientes; bem como a maior extração de nitrogênio do segundo cultivo em relação ao primeiro, comparativamente aos demais nutrientes (Figuras 3, 4 e 5). Considerando a raiz, os dados apresentados mostram a importância deste compartimento da planta na ciclagem de nutrientes, em especial de P, uma vez que esta parte da planta não é colhida.

No primeiro cultivo, os resultados encontrados para o teor de P disponível no solo pelo extrator Olsen, aos 50 dias, foram maiores que os encontrados para o segundo cultivo (Figura 6). Os teores de P no primeiro cultivo variam de 0 a 56 mg g⁻¹ de solo, enquanto no segundo cultivo de 0 a 16 mg.g⁻¹ de solo. O teor de P disponível, em geral, foi maior nos tratamentos com composto organomineral inoculados com microrganismos solubilizadores de P no sulco de plantio.

De forma geral, a Figura 6 mostra que os solos sob adubação organomineral mais inoculantes evidenciaram estatisticamente maiores quantidades de P solúvel quando comparadas aos

tratamentos sem inoculação. Com ênfase no fósforo, estes resultados, aliados aos de disponibilidade de nutrientes no solo e produção de MSPA, evidenciam o benefício dos microrganismos solubilizadores de P para as plantas e indicam que o modo de aplicação destes microrganismos deve ser preferencialmente durante a adubação de plantio com organominerais.

Tabela 2. Produção de massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca da raiz (MSR) e soma dessas variáveis em dois cultivos de milho em resposta aos tratamentos de fertilização organomineral em associação com microrganismos solubilizadores de P.

Tratamentos ^{1,2}	MSPA 1º cultivo g vaso ⁻¹		MSPA 2º cultivo g vaso ⁻¹		MSPA Soma* g vaso ⁻¹		MSR Soma* g vaso ⁻¹	
1 - Controle - Sem adubação	0,59	a	0,94	a	1,53	a	0,15	a
2 - Organomineral 1x	5,22	b	4,65	b	9,87	b	1,24	b
3 - Organomineral 2x	7,36	b	7,42	c	14,78	c	1,35	b
4 - Organomineral 3x	10,41	c	9,72	c	20,13	d	1,78	b
5 - Organomineral 1x Pré-inoculado	6,54	b	5,55	b	12,09	b	1,04	b
6 - Organomineral 2x Pré-inoculado	7,87	b	8,41	c	16,28	c	1,55	b
7 - Organomineral 3x Pré-inoculado	10,16	c	11,54	c	21,70	d	2,13	b
8 - Organomineral 1x Inoculado plantio	25,06	d	9,34	c	34,41	d	1,77	b
9 - Organomineral 2x Inoculado plantio	26,78	d	9,63	c	36,41	d	1,60	b
10 - Organomineral 3x Inoculado plantio	28,92	d	12,13	c	41,05	d	2,00	b

¹Tratamentos com mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste Scott-Knott ($p \leq 0,05$).

²Organominerais pré-inoculados receberam microrganismos durante o processo de preparo da mistura e inoculado plantio. Os microrganismos foram adicionados no sulco, sob o adubo. As doses do composto organomineral foram em proporção correspondente às doses de 1X, 2X e 3X: 230 (30 g vaso⁻¹), 460 (60 g vaso⁻¹) e 690 (90 g vaso⁻¹) kg ha⁻¹ de P₂O₅.

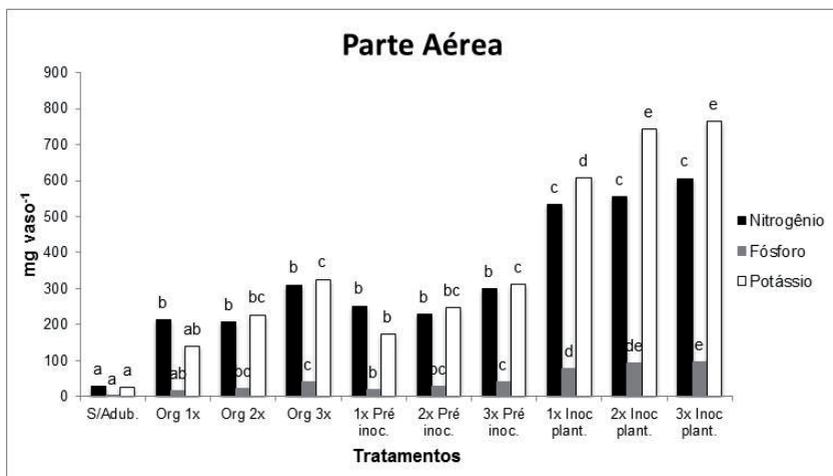


Figura 3. Extração de nutrientes pela parte aérea das plantas de milheto, do primeiro cultivo, em função dos tratamentos de fertilização organomineral (Org 1X, 2X, 3X: 30 g vaso⁻¹, 60 g vaso⁻¹ e 90 g vaso⁻¹, kg ha⁻¹ de P₂O₅ respectivamente) em associação com microrganismos solubilizadores de P (“Pré inoc”, pré-inoculados com microrganismos no composto antes do plantio e “Inoc plant.”, inoculados no sulco). Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott (p<0,05).

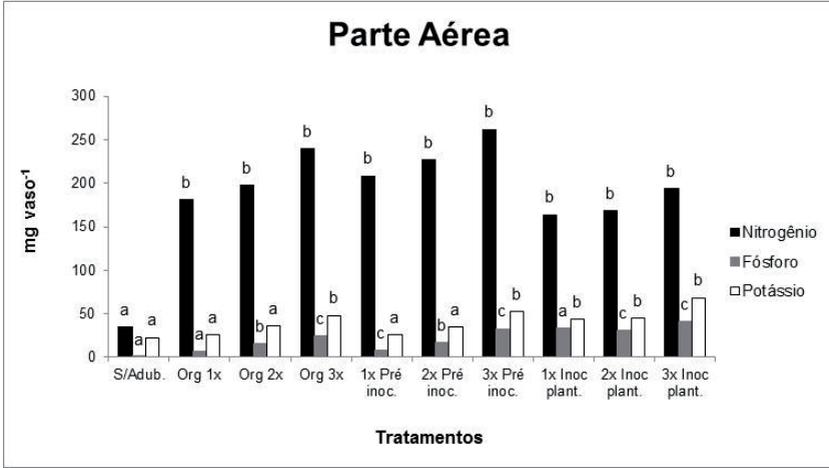


Figura 4. Extração de nutrientes pela parte aérea das plantas de milheto, do segundo cultivo, em função dos tratamentos de fertilização organomineral Org 1X, 2X, 3X: 30 g vaso⁻¹, 60 g vaso⁻¹ e 90 g vaso⁻¹, kg ha⁻¹ de P₂O₅ respectivamente) em associação com microrganismos solubilizadores de P (“Pré inoc”, microrganismos pré-inoculados no composto antes do plantio e “Inoc plant.”, microrganismos inoculados no sulco de plantio). Médias seguidas pela mestra letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

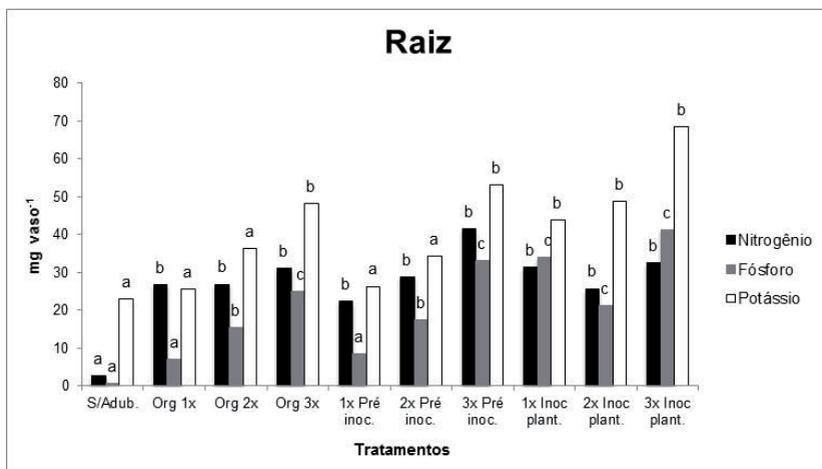


Figura 5. Extração de nutrientes pela raiz das plantas de milheto, do segundo cultivo, em função dos tratamentos de fertilização organomineral (Org 1X, 2X, 3X: 30 g vaso⁻¹, 60 g vaso⁻¹ e 90 g vaso⁻¹, kg ha⁻¹ de P₂O₅, respectivamente) em associação com microrganismos solubilizadores de P (“Pré inoc”, microrganismos pré-inoculados no composto antes do plantio e “Inoc plant.”, microrganismos inoculados no sulco de plantio). Médias seguidas pela mestra letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott (p<0,05).

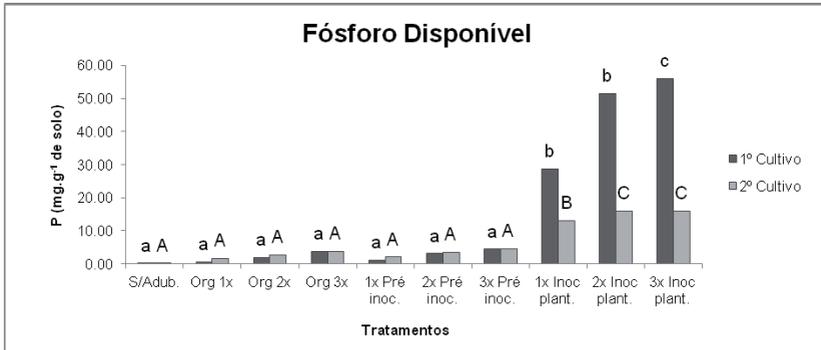


Figura 6. Teor de P disponível no solo do primeiro e segundo cultivo de milheto em resposta aos tratamentos de fertilização organomineral (Org 1X, 2X, 3X: 30 g vaso⁻¹, 60 g vaso⁻¹ e 90 g vaso⁻¹, kg ha⁻¹ de P₂O₅ respectivamente) em associação com microrganismos solubilizadores de P (“Pré inoc”, microrganismos pré-inoculados no composto antes do plantio e “Inoc plant.”, microrganismos inoculados no sulco de plantio). Médias seguidas pela mestra letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

Neste trabalho verificou-se a variação da atividade enzimática de ciclagem do fósforo no solo em relação aos tratamentos de adubação organomineral com e sem inoculação de microrganismos solubilizadores (Figura 7, 8). Os valores observados para a atividade da fosfatase ácida variaram entre 3.263 a 3.883 e para fosfatase alcalina, entre 2.597 e 3.300 $\mu\text{g PNP} \text{ ml}^{-1} \text{ h}^{-1}$ substrato g^{-1} , no primeiro cultivo (Figura 7).

Na Figura 7 estão apresentados os resultados obtidos da análise de variância, em que se verificou que a enzima fosfatase ácida presente no solo de cada tratamento de adubação no primeiro cultivo não apresentou diferença significativa ($p < 0,05$). Em relação à fosfatase alcalina, ocorreram diferenças

relacionadas à dose do adubo. Tratamentos com dose maior do fertilizante organomineral (2x e 3x) tiveram maior atividade enzimática da fosfatase alcalina. Como nestes tratamentos ocorreu maior crescimento da planta de milheto (Tabela 1), maior exigência em fósforo por estas plantas pode ter ocorrido e maior exsudação pelas raízes, estimulando a atividade da microbiota da rizosfera, visto que este tipo de fosfatase é produzida preferencialmente por microrganismos e não pelas plantas. As enzimas do grupo fosfatase realizam um papel muito importante na mineralização e na ciclagem de P, catalisando a hidrólise de fósforo orgânico e, com isso, tornando-o disponível para absorção pelas plantas (TABATABAI, 1994; ALEF; NANNIPIERI, 1995). Embora sem estabelecer uma relação significativa, Tarafdar e Jungk (1987) mostraram que o aumento da atividade das fosfatases correspondeu ao aumento da comunidade de fungos e bactérias na rizosfera de várias plantas.

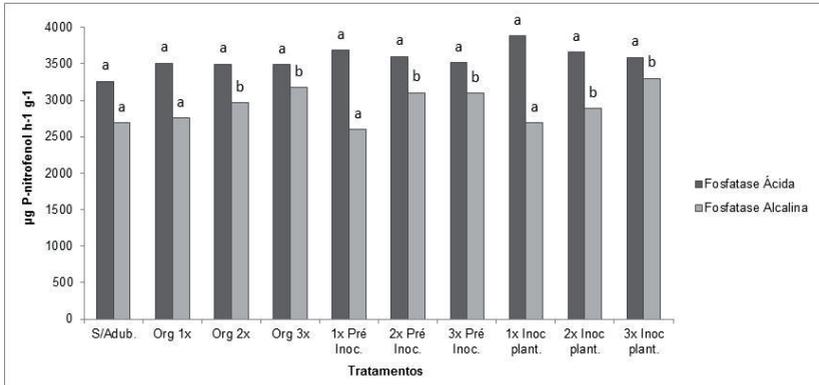


Figura 7. Atividade das enzimas fosfatases ácida e alcalina no primeiro cultivo de milheto em resposta de fertilização organomineral (Org 1X, 2X, 3X: 30 g vaso⁻¹, 60 g vaso⁻¹ e 90 g vaso⁻¹, kg ha⁻¹ de P₂O₅ respectivamente) em associação com microrganismos solubilizadores de P (“Pré inoc”, microrganismos pré-inoculados no composto antes do plantio e “Inoc plant.”, microrganismos inoculados no sulco de plantio). Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

Na Figura 8 estão apresentados os resultados obtidos do segundo cultivo para a análise de variância, em que se verificou que as enzimas fosfatases ácidas e alcalinas presentes no solo de cada tratamento de adubação testado no segundo cultivo apresentaram diferença significativa entre si. Como no primeiro cultivo, a fosfatase alcalina alcançou resultados inferiores ao da fosfatase ácida. No entanto, os maiores valores para esta enzima ocorreram nos tratamentos com adubação orgânica organomineral com e sem inoculação e ou adubação organomineral com inoculação em pulverização no ato do plantio. A atividade enzimática geralmente aumenta com o aumento do teor de massa orgânica do solo e maior atividade

enzimática indicando maior atividade das comunidades microbianas e maior estabilidade de enzimas adsorvidas no solo (MARINARI; ANTISARI, 2010). De acordo com Dick e Tabatabai (1993), os microrganismos seriam as fontes mais expressivas de fosfatases no solo, por causa da sua grande biomassa, alta atividade metabólica e curto tempo de vida, com várias gerações por ano, permitindo a produção e a liberação de quantidades elevadas de enzimas extracelulares em comparação com as plantas, que só produzem fosfatases ácidas.

Em razão do exposto, a atividade enzimática do solo tem sido usada como um indicador precoce e sensível às perturbações do solo, como plantio direto, adubação orgânica, rotação de culturas e inoculação microbiana, comportando-se como reflexo do funcionamento do ecossistema e ciclagem de P (KOHLEK; VAN DER LEEUW, 2007).

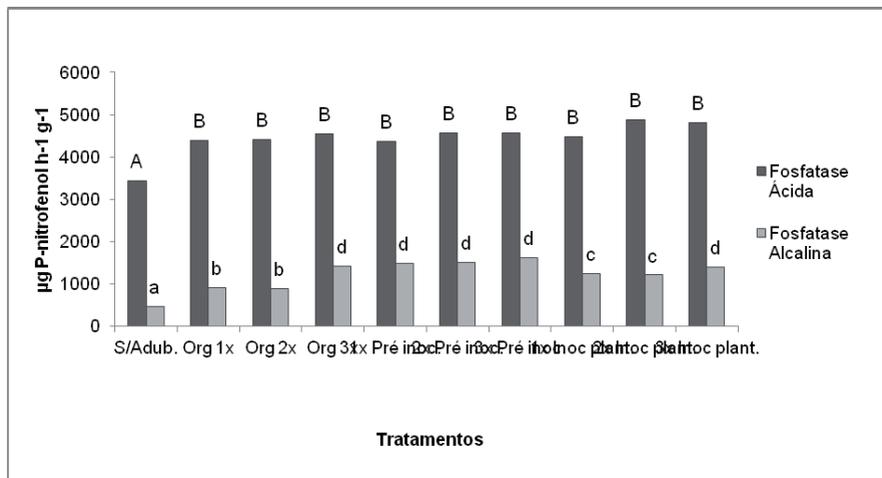


Figura 8. Atividade das enzimas fosfatases ácida e alcalina no segundo cultivo de milheto em resposta de fertilização organomineral (Org 1X, 2X, 3X: 30 g vaso⁻¹, 60 g vaso⁻¹ e 90 g vaso⁻¹, kg ha⁻¹ de P₂O₅ respectivamente) em associação com microrganismos solubilizadores de P (“Pré inoc”, microrganismos pré-inoculados no composto antes do plantio e “Inoc plant.”, microrganismos inoculados no sulco de plantio). Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$).

Conclusão

A inoculação de microrganismos solubilizadores de P pulverizado no plantio resultou em maior crescimento de plantas de milheto, maior extração de nutrientes e maior disponibilidade de P no solo, mostrando o potencial de utilização destes microrganismos em associação com rochas fosfatadas como alternativa ao uso de fertilizantes convencionais.

A atividade de fosfatase alcalina se mostrou um indicador mais sensível da variação da atividade microbiana entre os tratamentos de adubação organomineral e inoculação com microrganismos. No segundo cultivo, ocorreu aumento da atividade microbiana nos tratamentos que receberam organomineral com adição de microrganismos.

Agradecimentos

À Fapemig, pelo financiamento do projeto, à Bill e Melinda Gates Foundation (Marketplace), ao CNPq, à Emater e à Embrapa.

Referências

- ALEF, K.; NANNIPIERI, P. Enzyme activities. In: ALEF, K.; NANNIPIERI, P. (Ed.). **Methods in applied microbiology and biochemistry**. London: Academic Press, 1995. p. 311-374.
- BARROTI, G.; NAHAS, E. População microbiana total e solubilizadora de fosfato em solo submetido a diferentes sistemas de cultivo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 35, p. 2043-2050, out. 2000.
- BOJINOVA, D.; VELKOVA, R.; IVANOVA, R. Solubilization of Morocco phosphorite by *Aspergillus niger*. **Bioresource Technology**, Essex, v. 99, p. 7348-7353, 2008.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 8, de 26 de março de 2004. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 26 mar. 2004. Seção 1, p. 5. Disponível em: <<http://sistemasweb.agricultura>.

gov.br/sislegis/action/detalhaAto.do?method=visualizarAtoPortaIMapa&chave=178957228>. Acesso em: 25 out. 2015.

BRASIL. Lei nº 10.831, de 23 de dezembro de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 24 dez. 2003. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/2003/L10.831.htm>. Acesso em: 24 jun. 2014.

CHEN, C. R.; CONDRON, L. M.; DAVIS, M. R.; SHERLOCK, R. R. Seasonal changes in soil phosphorus and associated microbial properties under adjacent grassland and forest in New Zealand. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 177, n. 3, p. 539-557, 2003.

CLAESSEN, M. E. C. (Org.). **Manual de métodos de análise de solo**. 2. ed. rev. atual. Rio de Janeiro: Embrapa-CNPS, 1997. 212 p. (Embrapa-CNPS. Documentos, 1).

CORRÊA, J. C.; BENITES, V. de M.; REBELLATTO, A. O uso dos resíduos animais como fertilizantes. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE GERENCIAMENTO DE RESÍDUOS AGROPECUÁRIOS E AGROINDUSTRIAIS, 2., 2011, Foz do Iguaçu. **Anais**. Concórdia: SBERA, 2011.

COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; DECARLI, L. D.; PELÁ, A.; SILVA, C. J.; MATTER, U. F.; OLIBONE, D. Compostagem de resíduos sólidos de frigorífico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 13, n. 1, p. 100-107, 2009.

DICK, W. A.; TABATABAI, M. A. Significance and potential uses of soil enzymes. In: METTING JUNIOR, F. B. (Ed.). **Soil microbial ecology applications in agricultural and environmental management**. New York: M. Dekker, 1993. p. 95-127.

FERREIRA, D. F. **SISVAR**: sistema de análise de variância: versão 5.3. Lavras: UFLA, 2010.

FREIRE, R. S.; PELEGRINI, R.; KUBOTA, L. T.; DURÁN, N.; PERALTA-ZAMORA, P. Novas tendências para o tratamento de resíduos industriais contendo espécies organocloradas. **Química Nova**, São Paulo, v. 23, n. 4, p. 504-511, 2000.

GOMES, S. B. V.; NASCIMENTO, C. W. A.; BIONDI, C. M. Produtividade e composição mineral de plantas de milho em solo adubado com lodo de esgoto. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 11, n. 5, p. 459-465, 2007.

GOMES, E. A.; SILVA, U. de C.; MARRIEL, I. E.; PAIVA, C. A. O.; LANA, U. G. de P. Rock phosphate solubilizing microorganisms isolated from maize rhizosphere soil. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 13, n. 1, p. 69-81, 2014.

GYANESHWAR, P.; KUMAR, G. N.; PAREKH, L. J.; POOLE, P. S. Role of soil microorganisms in improving P nutrition of plants. **Plant and Soil**, The Hague, v. 245, p. 83-93, 2002.

INSTITUTO BRASILEIRO DE MINERAÇÃO. **Informações e análises da economia mineral brasileira**. 5. ed. Brasília, DF, 2010. Disponível em: <<http://www.ibram.org.br/sites/1300/1382/00001150.pdf>>. Acesso em: 05 out. 2015.

KHAN, M. S.; ZAIDI, A.; AHMED, M.; OVES, M.; WANI, P. A. Plant growth promotion by phosphate solubilizing fungi: current perspective. **Archives of Agronomy and Soil Science**, v. 56, n. 1, p. 73-98, 2010.

KOHLER, T. A.; VAN DER LEEUW, S. E. Introduction: historical socionatural systems and models. In: KOHLER, T. A.; VAN DER LEEUW, S. E. (Ed.). **The model-based archaeology of socionatural systems**. Santa Fe: SAR Press, 2007. p. 1-12.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional de plantas: princípios e aplicações**. Piracicaba: Potafos, 1997. 308 p.

MARINARI, S.; ANTISARI, L. V. Effect of lithological substrate on microbial biomass and enzyme activity in brown soil profiles in the Northern Apennines (Italy). **Pedobiologia**, Jena, v. 53, n. 5, p. 313-320, 2010.

MEDINA, C. C.; BRINHOLI, O. Uso de resíduos agroindustriais nas produções de cana-de-açúcar, açúcar e álcool. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 33, n. 11, p. 1821-1825, 1998.

OGBO, F. C. Conversion of cassava wastes for biofertilizer production using phosphate solubilizing fungi. **Bioresource Technology**, Essex, v. 101, n. 11, p. 4120-4124, 2010.

OLIVEIRA, F. J. S.; JUCÁ, J. F.T. Acúmulo de metais pesados e capacidade de impermeabilização do solo imediatamente abaixo de uma célula de um aterro de resíduos sólidos.

Engenharia Sanitária e Ambiental, Rio de Janeiro, v. 9, p. 211-217, 2004.

OLIVEIRA, C. A.; ALVES, V. M.; MARRIEL, I. E.; GOMES, E. A.; MUZZI, M. R. S.; CARNEIRO, N. P.; GUIMARAES, C. T.; SCHAFFERT, R. E.; SÁ, N. M. H. Phosphate solubilizing microorganisms isolated from rhizosphere of maize cultivated in an oxisol of the Brazilian Cerrado Biome. **Soil Biology and Biochemistry**, Elmsford, v. 41, p. 1782-1787, 2009.

OLIVEIRA, C. A.; MARRIEL, I. E.; GOMES, E. A.; MATTOS, B. B.; SANTOS, F. C.; OLIVEIRA M. C.; ALVES, V. M. C. **Metodologia de aplicação de microrganismos solubilizadores de fósforo em sementes visando melhor aproveitamento deste nutriente pelas plantas**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2013. 25 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 88).

OLIVEIRA JÚNIOR, A.; CASTRO, C.; OLIVEIRA, F. A.; JORDÃO, L. T. Adubação potássica da soja: cuidados no balanço de nutrientes. **Informações Agronômicas**, Piracicaba, n. 143, p. 1-10, set. 2013.

OLSEN, R. R.; COLE, C. V.; WATANABE, F. S.; DEAN, L. A. **Estimation of available phosphorus in soils by extraction with sodium bicarbonate**. Washington: United States Department of Agriculture, 1954. 19 p. (Circular n° 939).

RAJANKAR, P. N.; TAMBekar, D. H.; WATE, S. R. Study of phosphate solubilization efficiencies of fungi and bacteria isolated from saline belt of Purna river basin. **Research Journal**

of Agriculture and Biological Sciences, v. 3, n. 6, p. 701-703, 2007.

RESENDE, J. T. V.; MORALES, R. G. F.; RESENDE, F. V.; FARIA, M. V.; SOUZA, R. J.; MARCHESE, A. Garlic vernalization and planting dates in Guarapuava. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 29, p. 193-198, 2011.

RIBEIRO, E. M. P. **Produção e análise físico-química do adubo de descarte de couro bovino com ênfase no impacto ambiental e energético**. 2006. 149 p. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

RICHARDSON, E. A. Regulating the phosphorus nutrition of plants: molecular biology meeting agronomic needs. **Plant and Soil**, The Hague, v. 322, p. 17-24, 2009.

SANTOS, D. da S. **Rochagem como alternativa para fornecimento de potássio para as culturas**. 2013. 89 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia.

SANTOS, K. K. B. dos; FREITAS, A. de; CAMILO, B. G.; OLIVEIRA, A. C. de; PAIVA, C. A. O.; MARRIEL, I. E. Dinâmica da atividade da urease e arginase durante a compostagem de resíduos agrícolas enriquecidos com rochas potássicas e fosfáticas e bioinoculante. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 35., 2015, Natal. **O solo e suas múltiplas funções: anais**. Natal: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2015.

SILVA, F. C. da (Org.). **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Brasília, DF: Embrapa Comunicação para

Transferência de Tecnologia; Rio de Janeiro: Embrapa Solos; Campinas: Embrapa Informática Agropecuária, 1999. 370 p.

SILVA, U. C.; MARRIEL, I. E.; PAIVA, C. A. de O.; GOMES, E. A.; RESENDE, A. V. de; LANA, U. G. de P. **Biossolubilização de potássio in vitro a partir da rocha fonolito por microrganismos do solo**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2015. 28 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Documentos, 177).

SINGH, H.; REDDY, M. S. Effect of inoculation with phosphate solubilizing fungus on growth and nutrient uptake of wheat and maize plants fertilized with rock phosphate in alkaline soils. **European Journal of Soil Biology**, New Jersey, v. 47, p. 30-34, 2011.

SOBRAL, M. F.; NASCIMENTO, C. W. A. D.; CUNHA, K. P. V. D.; FERREIRA, H. A.; SILVA, A. J.; SILVA, F. B. V. Escória de siderurgia e seus efeitos nos teores de nutrientes e metais pesados em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 15, p. 867-872, 2011.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, J. S.; BOTTOMLEY, P. S. **Methods of soil analysis: microbiological and biochemical properties**. Madison: Soil Science Society of America, 1994. p. 775-883.

TARAFDAR, J. C.; JUNGK, A. Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation to the depletion of soil organic phosphorus. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 3, p. 199-204, 1987.

VASSILEV, N.; SOMEUS, E.; SERRANO, M.; BRAVO, V.; GARCIA, ROMAN, M.; REYES, A.; VASSILEVA, M. Novel approaches in phosphate-fertilizer production based on wastes derived from rock phosphate mining and food processing industry. In: SAMUELSON, J. P. (Ed.). **Industrial waste: environmental impact, disposal and treatment**. Nova York: Nova Science Publishing, 2009. p. 387-391.

ZORB, C.; SENBAYRAM, M.; PEITER, E. Potassium in agriculture: status and perspectives **Journal of Plant Physiology**, Stuttgart, v. 171, n. 9, p. 656-669, 2014.

WHITELAW, M. A. Growth promotion of plants inoculated with phosphate-solubilizing

fungi. **Advances in Agronomy**, New York, v. 69, p. 99-151, 2000.

WOLSKI, T.; GLINSKI, J. Utilization of environment polluting industrial wastes for agriculture and the fertilizer industry. **Studies in Environmental Science**, v. 29, p. 599-607, 1986.

