



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA**

**MOBILIZAÇÃO DE FÓSFORO E CRESCIMENTO DE LEGUMINOSAS
SUBMETIDAS A DIFERENTES NÍVEIS DE ADUBAÇÃO COM
FOSFATO DE ROCHA.**

CLEO MARCELO DE ARAÚJO SOUZA

**BELÉM
2006**



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA**

**MOBILIZAÇÃO DE FÓSFORO E CRESCIMENTO DE LEGUMINOSAS
SUBMETIDAS A DIFERENTES NÍVEIS DE ADUBAÇÃO COM
FOSFATO DE ROCHA.**

CLEO MARCELO DE ARAÚJO SOUZA

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia como parte das exigências do Curso de Mestrado em Agronomia, área de concentração Biologia Vegetal Tropical, para obtenção do título de **Mestre**.

Orientador:

Eng^o Agrônomo, DSc. Cláudio José Reis de Carvalho

**BELÉM
2006**

Souza, Cleo Marcelo de Araújo

Mobilização de fósforo e crescimento de leguminosas submetidas a diferentes níveis de adubação com fosfato de rocha. 2006./ Cleo Marcelo de Araújo Souza. – Belém, 2006.

77f.:il.

Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal Rural da Amazônia, 2006.

1. Leguminosa 2. *Mucuna aterrima* 3. *Cajanus cajan*
4. *Pueraria phaseoloides* 5. *Crotalaria juncea*
6. Solubilização de fosfato 7. Fosfato de rocha I. Título.

CDD – 583.322



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA**

**MOBILIZAÇÃO DE FÓSFORO E CRESCIMENTO DE LEGUMINOSAS
SUBMETIDAS A DIFERENTES NÍVEIS DE ADUBAÇÃO COM
FOSFATO DE ROCHA.**

CLEO MARCELO DE ARAÚJO SOUZA

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia como parte das exigências do Curso de Mestrado em Agronomia, área de concentração Biologia Vegetal Tropical, para obtenção do título de **Mestre**.

Aprovada em 26 de junho de 2006.

BANCA EXAMINADORA

Eng^o Agrônomo DSc. Cláudio José Reis de Carvalho
Orientador
Embrapa Amazonia Oriental

Eng^o Agrônomo DSc. Osvaldo Ryohei Kato
Embrapa Amazônia Oriental

Eng^o Florestal DSc. Francisco de Assis Oliveira
Universidade Federal Rural da Amazônia

Eng^o Agrônomo DSc. Benedito Gomes dos Santos Filho
Universidade Federal Rural da Amazônia

Aos meus pais **Maria Nazaré de Araújo Souza e Sebastião de Souza**,
por me ensinarem a valorizar todas minhas conquistas e as pessoas
que delas fizeram parte.

Aos meus irmãos, pelo apoio amigo que sempre
foi fundamental para a minha realização profissional .

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus, Pai de divina misericórdia e amor, por estar sempre presente em minha vida, me ensinando a ter compaixão, paciência e resignação, principalmente nas horas mais difíceis.

À Embrapa Amazônia Oriental, pela oportunidade concedida da utilização de sua infraestrutura de laboratório, casa de vegetação e biblioteca, além do aprimoramento profissional e pelo apoio técnico e instrumental.

Ao Projeto de Larga Escala da Biosfera-Atmosfera da Amazônia (Projeto LBA), pelo apoio financeiro e instrumental durante a execução do experimento.

À Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), pela oportunidade de realizar este curso.

Ao Dr. Cláudio José Reis de Carvalho, pela orientação e ensinamentos repassados, e principalmente, pela amizade, apoio e dedicação demonstrada durante todo o desenvolvimento desta dissertação.

Aos Doutores Benedito Gomes dos Santos Filho e Francisco de Assis Oliveira, pelas suas valiosas contribuições para o enriquecimento desta dissertação.

Aos professores do curso de Pós-Graduação em Agronomia/Biologia Vegetal Tropical, pela dedicação e ensinamentos repassados, pois foram primordiais para o meu aprimoramento profissional.

Aos funcionários da Biblioteca da Embrapa Amazônia Oriental, que sempre estiveram prontos a ajudar.

À Sanae Nogueira Hayashi e família, pela amizade, apoio e carinho durante a árdua caminhada.

Aos amigos, bolsistas e estagiários do Laboratório de Ecofisiologia Vegetal da Embrapa Amazônia Oriental: Ivanildo Alves Trindade, Ronaldo Adriano de Oliveira, Bruno de Oliveira Serrão, Maria de Jesus Ribeiro Pantoja, Tereza Primo e tantos outros, pelas inestimáveis colaborações nas análises químicas e valiosas sugestões durante a produção desta dissertação.

E a todos aqueles que me auxiliaram direta e indiretamente para a realização desta dissertação.

Muito Obrigado!

RESUMO

A adubação verde é uma prática de manejo ecológico do solo que visa tentar restabelecer as condições originais de fertilidade de ambientes degradados. As espécies mais utilizadas para este fim são as leguminosas, devido a sua associação com bactérias fixadoras de nitrogênio. Algumas leguminosas utilizadas como adubos verdes podem solubilizar o P orgânico. Isto não só afeta positivamente na maior disponibilidade de N, mas também de P. Diante do exposto, este trabalho teve o objetivo de avaliar o potencial de quatro espécies de leguminosas [*Mucuna aterrima* (Mucuna Preta), *Cajanus cajan* (Feijão Guandu), *Crotalaria juncea* (Crotalária) e *Puerária phaseoloides* (kudzu Tropical)] em mobilizar o P orgânico por meio de adubação com fosfato natural de difícil solubilização e utilizar este P para seu crescimento, com vistas a disponibilizar este P absorvido à culturas posteriores. O experimento foi conduzido no período de 30 (trinta) dias, em casa de vegetação situada na Embrapa Amazônia Oriental, Belém, Pará. Foram testados cinco níveis de adubação utilizando fosfato natural do Marrocos (0 kg.ha⁻¹, 46 kg.ha⁻¹, 92 kg.ha⁻¹, 183 kg.ha⁻¹ e 366 kg.ha⁻¹) para cada espécie estudada. O substrato utilizado foi uma mistura de latossolo amarelo distrófico (0 – 20 cm), areia lavada e argila (horizonte B) na proporção de 2:1:1 (v:v:v). O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado e analisados segundo esquema fatorial 4 (espécies) x 5 (níveis de adubação). Foram avaliadas as biomassas aéreas e radicular; as taxas de crescimento relativo e assimilatória líquida; os teores de macronutrientes foliares; volume total de raiz, taxa de colonização por FMA; fosfatase ácida da rizosfera; teores de macronutrientes do substrato; teores de fósforo disponível, orgânico e total do substrato; teores de carbono e fósforo da biomassa microbiana e quantificação de esporos de fungos micorrízicos indígenas. A espécie que produziu mais biomassa foi a *Mucuna aterrima* e as que mais acumularam nitrogênio foliar foram as espécies *Crotalaria juncea*, *Pueraria phaseoloides* e *Cajanus cajan*; As espécies *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides* foram mais eficientes na associação com fungos micorrízicos indígenas; foram mais sensíveis a deficiência de fósforo; induziram maior atividade da fosfatase ácida pela rizosfera; obtiveram as melhores taxas assimilatórias líquidas em resposta à adubação com fosfato natural, o que acarretou no aumento da matéria seca em relação à biomassa inicial; apresentaram maior eficiência na solubilização e na absorção de P e de macronutrientes essenciais, sendo as espécies mais indicadas para a melhoria da fertilidade e da qualidade do solo de áreas degradadas e de cultivo tradicional intensivo do que a espécie *Mucuna aterrima*.

Palavras-chave: Leguminosa, *Mucuna aterrima*, *Cajanus cajan*, *Pueraria phaseoloides*, *Crotalaria juncea*, fertilidade do solo, solubilização de fosfato, fosfato natural

ABSTRACT

Green manuring is a strategy of ecological management of soil that aims the reestablish the original conditions of fertility of degraded environments. The most use species for this purpose are legumes, due to their association with nitrogen-fixing bacteria. Some legumes used as green manuring can also solubilize organic P. This not only increases N availability, but also P. This research was carried out with the objective of evaluating the potential of four legumes species [*Mucuna aterrima* (Black Mucuna), *Cajanus cajan* (Pigeon Pea), *Crotalaria juncea* (Sunnhemp) and *Pueraria phaseoloides* (Tropical Kudzu)] to mobilize organic P through fertilizing with natural phosphate of slow solubilization and to use this P for their growth, and make available to subsequent crops. The experiment was carried out in the period of 30 (thirty) days, in a green house at Embrapa Amazônia Oriental, Belém, Pará. Five fertilization levels were tested using rock phosphate of Morocco (0 kg.ha⁻¹, 46 kg.ha⁻¹, 92 kg.ha⁻¹, 183 kg.ha⁻¹ and 366 kg.ha⁻¹). The substratum used was a mixture of dystrophic Oxisol (0 – 20 cm), washed sand and clay (horizon B) in the proportion of 2:1:1 (v:v:v). The experimental design was entirely randomized and analyzed according to a design 4 (species) x fertilization levels). The aerial and root biomasses; relative growth and net assimilation rates; leaf macronutrient contents; total volume root, FMA colonization rate; acid phosphatase of the rhizosphere; macronutrient contents of the substratum, available, organic and total P contents of the substratum; carbon and phosphorus of the microbial biomass and quantification of spores of indigenous AM fungi were evaluated. *Mucuna aterrima* was the most productive specie and that accumulated more leaf nitrogen were *Crotalaria juncea*, *Pueraria phaseoloides* and *Cajanus cajan* species; *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* and *Pueraria phaseoloides* were more efficient in the association with indigenous AM funji; were more sensitive to P deficiency; induced larger activity of the acid phosphatase in the rhizosphere; showed the highest net assimilation rates in response to fertilization with rock phosphate, which resulted in dry mass increase. Also these species showed a larger effectiveness in solubilization and absorption of P and essential macronutrients, being the most suitable species for improvement of soil fertility and quality of degraded and intensive traditional cultivation areas than the species *Mucuna aterrima*.

Keywords: Legume, *Mucuna aterrima*, *Cajanus cajan*, *Pueraria phaseoloides*, *Crotalaria juncea*, soil fertility, phosphate solubilization, natural phosphate.

SUMÁRIO

	P.
LISTA DE TABELAS	
LISTA DE FIGURAS	
LISTA DE ABREVIATURAS	
1 INTRODUÇÃO	12
2 REVISÃO DA LITERATURA	15
2.1 CARACTERÍSTICAS GERAIS DOS ADUBOS VERDES.....	15
2.2 EFEITOS DE ADUBOS VERDES SOBRE A FERTILIDADE DO SOLO.....	16
2.3 IMPORTÂNCIA DO FÓSFORO PARA AGRICULTURA BRASILEIRA.....	19
2.4 USO DO FOSFATO DE ROCHA COMO FONTE ALTERNATIVA DE FÓSFORO.....	19
2.5 REAÇÃO DOS FOSFATOS NATURAIS NO SOLO.....	22
2.6 ABSORÇÃO DE FÓSFORO PELAS PLANTAS.....	24
2.7 ADAPTAÇÃO DAS PLANTAS A BAIXA DISPONIBILIDADE DE FÓSFORO NO SOLO.....	28
2.8 CARACTERIZAÇÃO BOTÂNICA DAS ESPÉCIES ESTUDADAS.....	30
2.8.1 Feijão Guandú (<i>Cajanus cajan</i> (L.) Millsp)	30
2.8.2 Mucuna Preta (<i>Mucuna aterrima</i> (Piper e Tracy) Holland)	31
2.8.3 Crotalária (<i>Crotalaria juncea</i> L.)	32
2.8.4 Puerária (<i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.) Benth.)	32
3 MATERIAL E MÉTODOS	34
3.1 CONDUÇÃO DO EXPERIMENTO.....	34
3.2 CARACTERIZAÇÃO DO SUBSTRATO.....	35
3.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL.....	37
3.4 VARIÁVEIS ANALISADAS.....	37
3.4.1 Determinação dos teores de nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca) e magnésio (Mg) nos tecidos foliares	37
3.4.2 Análises de crescimento	38
3.4.3 Determinação do volume total das raízes (VTR)	39
3.4.4 Análise de nitrogênio orgânico (N_{org}) no substrato	39
3.4.5 Análise de fósforo disponível (Membrana aniônica BDH) do substrato	39
3.4.6 Análise do fósforo da biomassa microbiana (P_{mic})	40
3.4.7 Análise de fósforo orgânico (P_{org}) e matéria orgânica do substrato (MOS) ..	40

	p.
3.4.8	Análises de fósforo total (P total), potássio (K), cálcio (Ca) e magnésio (Mg) do substrato..... 41
3.4.9	Análise do carbono da biomassa microbiana (C_{mic})..... 41
3.4.10	Atividade da fosfatase ácida..... 42
3.4.11	Análise de pH do substrato..... 42
3.4.12	Análise da colonização por fungos micorrízicos indígenas..... 42
3.4.13	Quantificação de esporos indígenas de FMA..... 43
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO..... 43
4.1	TEORES DE MACRONUTRIENTES (N, P, K, Ca e Mg) NO TECIDO FOLIAR..... 43
4.2	MATÉRIA ORGÂNICA, PH E MACRONUTRIENTES DO SUBSTRATO... 46
4.3	ACÚMULO DE BIOMASSA TOTAL E TAXA DE CRESCIMENTO RELATIVO (TCR)..... 50
4.4	TAXA ASSIMILATÓRIA LÍQUIDA (TAL)..... 54
4.5	EFICIÊNCIA DE ABSORÇÃO DE FÓSFORO (EAF)..... 55
4.6	VOLUME TOTAL DE RAIZ (VTR)..... 56
4.7	NÍVEL CRÍTICO INTERNO DE P..... 57
4.8	ATIVIDADE DA FOSFATASE ÁCIDA DA RIZOSFERA..... 58
4.9	TEORES DE C E P DA BIOMASSA MICROBIANA..... 60
4.10	COLONIZAÇÃO MICORRÍZICA E NÚMERO DE ESPOROS DE FMAS INDÍGENAS..... 62
5	CONCLUSÕES..... 66
6	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 67

LISTA DE TABELAS

	p.
Tabela 1. Composição de cada tratamento contido nos vasos das quatro espécies estudadas. Belém, Pará, 2005.....	35
Tabela 2. Análise físico-química do substrato utilizado no experimento. Laboratório de análises de solo da Embrapa Amazônia Oriental. Belém, Pará, 2005.....	36
Tabela 3. Teores de nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca) e Magnésio (Mg) dos tecidos foliares das leguminosas cultivadas com vários níveis de adubação fosfatada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.....	45
Tabela 4. Valores de pH, teores de matéria orgânica (M.O.) e macronutrientes dos substratos cultivados com leguminosas submetidas à adubação fosfatada com fosfato natural. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.....	48
Tabela 5. Peso de biomassa seca da raiz, parte aérea e relação raiz: parte aérea (R:PA) das leguminosas cultivadas com vários níveis de adubação fosfatada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.....	50
Tabela 6. Equações de regressão e coeficientes de determinação entre os teores de P disponível e o acúmulo total de biomassa, taxas de crescimento absoluto (TCA) e assimilatória líquida (TAL), eficiência de absorção de P (EAP), volume de raiz, nível crítico interno de P, fosfatase ácida e P microbiano (P_{mic}).....	51

LISTA DE FIGURAS

	P.
Figura 1. Vista parcial do experimento localizado na casa de vegetação da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, Pará, 2005.....	34
Figura 2. Acúmulo total de biomassa das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Belém, Pará, 2005.....	52
Figura 3. Efeito da adubação com fosfato natural ($\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5) no crescimento das espécies <i>Mucuna aterrima</i> (A), <i>Cajanus cajan</i> (B), <i>Crotalaria juncea</i> (C) e <i>Pueraria phaseoloides</i> (D). Belém, Pará, 2005.....	53
Figura 4. Taxa de Crescimento Relativo (TCR) das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Belém, Pará, 2005.....	54
Figura 5. Taxa Assimilatória Líquida (TAL) das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Belém, Pará, 2005.....	55
Figura 6. Eficiência de absorção de fósforo (EAF) das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Belém, Pará, 2005.....	56
Figura 7. Volume de raiz produzido pelas leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Belém, Pará, 2005.....	57
Figura 8. Nível crítico interno de P das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de P no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.	58
Figura 9. Atividade da fosfatase ácida induzida pela rizosfera das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de P no substrato. Belém, Pará, 2005.	59
Figura 10. Carbono da biomassa microbiana contidos nos substratos das leguminosas estudadas em relação à dose de fosfato de rocha aplicada. Belém, Pará, 2005. Médias seguidas de mesma letra maiúscula (entre as espécies) e minúscula (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).....	60
Figura 11. Fósforo da biomassa microbiana (P_{mic}) e fósforo disponível (P_{disp}) nos substratos cultivados com leguminosas adubadas com diferentes níveis de fosfato natural. Belém, Pará, 2005.....	61
Figura 12. Colonização radicular por FMAs nas leguminosas estudadas em relação à dose de fosfato de rocha aplicada. Belém, Pará, 2005. Médias seguidas de mesma letra maiúscula (entre as espécies) e minúscula (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).....	62
Figura 13. Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares encontrados nos substratos das leguminosas estudadas em relação à dose de fosfato de rocha aplicada. Belém, Pará, 2005. Médias seguidas de mesma letra maiúscula (entre as espécies) e minúscula (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).....	64

LISTA DE ABREVIATURAS

EAF – Eficiência de absorção de fósforo;

TCR – Taxa de crescimento relativo;

TAL – Taxa assimilatória líquida;

P_{mic} – Fósforo da biomassa microbiana;

P_{disp} – Fósforo disponível;

C_{mic} – Carbono da biomassa microbiana;

FMA – Fungos micorrízicos arbusculares;

VTR – Volume total de raiz;

R:PA – Relação raiz: parte aérea;

p-NPP – para-Nitrofenol fosfato;

1. INTRODUÇÃO

No processo tradicional de formação e utilização de áreas cultivadas na Região Amazônica, após a queima da floresta, grande quantidade de nutrientes é adicionada ao solo através das cinzas, aumentando consideravelmente sua fertilidade e, conseqüentemente a produtividade dessas áreas. Contudo, com o decorrer do tempo observa-se uma gradual redução dos nutrientes do solo, principalmente do fósforo disponível, com reflexos negativos nos índices de produção agrícola. A baixa disponibilidade deste nutriente tem sido identificada como a principal causa para a instabilidade das áreas cultivadas na Amazônia.

O fósforo (P), depois do nitrogênio (N), é o elemento mais limitante para produtividade da biomassa em solos tropicais e subtropicais. Os solos brasileiros são carentes de fósforo, em conseqüência da alta fixação desse elemento, ocasionando baixo conteúdo de P disponível, principalmente em solos onde há predomínio de minerais sesquióxidos (NOVAIS; SMYTH, 1999).

Por conseguinte, a alta demanda de fósforo pelas gramíneas, leguminosas e plantas cultivadas, associada a pequena quantidade de fósforo disponível, resultante das perdas pela erosão, retirada pela colheita, manejo intensivo com a redução do tempo de pousio e a competição com plantas invasoras, resultam na queda de produtividade e a conseqüente degradação dessas áreas. Apesar da ciclagem destes nutrientes através de resíduos vegetais, a exportação é elevada, requerendo reposição por meio de fertilizantes químicos para a manutenção de níveis compatíveis com as exigências nutricionais das plantas (CORRÊA et al., 2004).

A degradação dos solos inicia-se com a remoção da vegetação natural e acentua-se com os cultivos subseqüentes, com acelerada mineralização da matéria orgânica e conseqüente fixação, exportação e lixiviação dos nutrientes que não são repostos na mesma proporção ao longo do tempo. Em dado momento, os teores de nutrientes podem se tornar tão baixos que inviabilizam a produção agrícola, caracterizando um estágio avançado de degradação. A acidez é um dos maiores fatores de degradação dos solos em áreas extensivas nas zonas tropicais e temperadas, ocupando cerca de 3,95 bilhões de hectares (aproximadamente 30%) dos solos mundiais, exceto as regiões polares (BALIGAR et al., 2001).

A produção sustentável dos cultivos na região amazônica demanda um programa que seja, pelo menos, capaz de repor as quantidades de P removidas ou perdidas no campo. Grandes quantidades de P podem ser redistribuídas na área ou perdidas pelo manejo inadequado do solo. O uso racional dos recursos naturais sem grandes alterações nos ecossistemas é hoje uma questão freqüente nas pautas de discussão, uma vez que o homem necessita retirar da natureza os meios para o seu sustento e desenvolvimento, utilizando tais recursos de forma equilibrada e com um mínimo de impacto ambiental (MENDES FILHO, 2004).

No entanto, a agricultura familiar na Amazônia brasileira corre risco de não sobreviver. Áreas intensamente exploradas ao longo de mais de 120 anos não vêm mantendo sustentabilidade agrícola para continuar produzindo alimentos por mais gerações. Alguns agentes dessa instabilidade como aumento da pressão populacional e o uso de tecnologia rudimentar vêm diminuindo o tempo de pousio entre um ciclo agrícola e outro, e conseqüentemente, causando perdas de produtividade dos cultivos alimentares (COSTA et al., 2001).

Esses impactos precisam ser minimizados com a adoção de práticas de manejo ecológico do solo que visem restabelecer as condições originais de equilíbrio desses ambientes degradados ou, na medida do possível, as mais próximas. Dentre as diversas práticas, merece destaque a adubação verde, que consiste na utilização de plantas em rotação ou consórcio com culturas de interesse econômico. Tais plantas podem ser incorporadas ao solo ou roçadas e mantidas na superfície, proporcionando melhoria das características químicas, físicas e biológicas dos solos (ESPÍNDOLA et al., 1997).

A adubação verde é uma prática capaz de manter a fertilidade do solo, colaborando para o aumento da produtividade agrícola e reduzindo os elevados custos dos fertilizantes químicos. Porém os benefícios oriundos da adição de matéria orgânica ao solo são mais significativos a médio e longo prazo.

Uma alternativa viável seria a associação de espécies utilizadas como adubo verde na rotação de culturas, tais como leguminosas, com adubação fosfatada com fosfato natural, que além da capacidade já conhecida de fixar nitrogênio fossem também capazes de solubilizar e absorver o P de fonte pouco solúvel, resultando tanto em economia para agricultores com baixo capital de investimento como também possibilitando melhoria na fertilidade do solo.

Outro fator importante consiste na diversificação de espécies utilizadas como adubo verde, isto porque a utilização de uma única espécie vegetal pode trazer os mesmos inconvenientes da monocultura, principalmente no que diz respeito ao aparecimento de pragas e doenças.

Atualmente, existem vários trabalhos visando a fixação biológica de N₂ pelas leguminosas, porém pouco se sabe sobre capacidade de solubilização de P orgânico por essas espécies, apesar de se saber que o processo de formação de nódulo fixador de N₂ é limitado pela disponibilidade de P (GYANESHWAR et al., 2002).

Diante do exposto, este trabalho teve como objetivo estudar espécies com potencial de uso em sistemas de cultivos agrícolas adaptados às condições de trópico úmido da Amazônia, visando proporcionar ao produtor rural familiar materiais e informações que permitam o desenvolvimento sustentado da região, utilizando formas alternativas de manejo que visem a reabilitação de áreas de cultivos agrícolas utilizando formas alternativas de manejo que promovam o aumento da produção bem como a redução dos custos, respeitando suas peculiaridades, permitindo o desenvolvimento sustentável do Nordeste Paraense. Para tanto, pretendeu-se: 1 - Avaliar o potencial de quatro leguminosas (*Cajanus cajan* L.; *Mucuna aterrima* (L.) DC.; *Crotalaria juncea* L.; *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth.) na melhoria da fertilidade do solo de áreas de cultivo tradicional no nordeste Paraense; 2 - Avaliar a capacidade dessas leguminosas em solubilizar o fósforo no substrato para uma forma assimilável a partir de uma fonte pouco solúvel e mais acessível ao pequeno produtor; 3 - Avaliar a ocorrência da associação entre fungos micorrízicos indígenas e as espécies leguminosas estudadas; 4 - Avaliar a influencia da rizosfera dessas leguminosas sobre os processos bioquímicos no substrato; 5 - Avaliar a influência da adubação fosfatada sobre acúmulo de fósforo na parte aérea e sobre taxa de crescimento relativo e a taxa assimilatória líquida nas espécies estudadas; 6 - Avaliar a eficiência de absorção e utilização de P das espécies estudadas oriundo de fonte pouco solúvel.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. CARACTERÍSTICAS GERAIS DOS ADUBOS VERDES.

A sustentabilidade de um agroecossistema tropical sujeito às condições de elevada temperatura e precipitação, demanda um manejo mais eficiente, com boas práticas de conservação e recuperação do solo, sendo a adubação verde o manejo mais recomendado para proteção e conservação do solo (ALVARENGA et al., 1995).

A adubação verde consiste no plantio de espécies nativas ou introduzidas, cultivadas em rotação ou consórcio com culturas de interesse econômico. Essas espécies podem ser de ciclo anual, semi-perene ou perene e, portanto, cobrem o solo ao longo de alguns meses ou durante todo o ano. Após seu corte, podem ser incorporadas ou mantidas em cobertura sobre a superfície do solo (ESPINDOLA et al., 2004), com a finalidade de preservar e/ou restaurar os teores de matéria orgânica e nutrientes do solo, indo ao encontro da tendência mundial da busca de alimentos mais saudáveis, provenientes da agricultura orgânica ou produzidos com a mínima utilização de insumos químicos e degradação do meio ambiente (SILVA et al., 1999).

Destacam-se as espécies pertencentes à família das Fabaceas, por formarem associações simbióticas com bactérias fixadoras de nitrogênio atmosférico do gênero *Rhizobium* e *Bradyrhizobium* (SMYTH et al., 1991), o que resulta no aporte de quantidades expressivas desse nutriente ao solo, e através da incorporação de seus resíduos ao solo, fornece material orgânico e outros nutrientes (NASCIMENTO; SILVA, 2004), melhorando as características físicas, químicas e biológicas dos solos cultivados, reduzindo o uso de fertilizantes nitrogenados. (ALFAIA, 1997).

A adubação verde também contribui para o aumento da diversidade biológica na unidade de produção, notadamente onde predominam os monocultivos, proporcionando alterações na dinâmica da população de espécies vegetais de ocorrência espontânea, na dinâmica populacional de insetos pragas, predadores e polinizadores, e de microorganismos parasitas e fitopatogênicos (ESPINDOLA et al, 2004)

Quando bem manejada, a adubação verde produz uma boa cobertura do solo, reduzindo a radiação solar direta e, conseqüentemente diminuindo a perda de água por evaporação e as oscilações de temperatura, que influenciam diretamente na taxa de

decomposição da matéria orgânica; melhora as condições físicas do solo, devido ao maior aprofundamento das raízes; aumenta o teor de matéria orgânica no solo (MATHEIS, 2004).

Segundo McLenaghan et al. (2004), a integração de leguminosas usadas como adubo verde na rotação de culturas pode mobilizar o P pouco solúvel dos fosfatos naturais e/ou de frações que não estejam disponíveis às culturas posteriores. Isto não só afeta positivamente as propriedades do solo e a disponibilidade de N, mas também a disponibilidade de P para a cultura principal.

Nesse sentido, a dupla associação de leguminosas com rizóbio e micorrizas arbuscular-vesiculares, torna-se muito interessante para reabilitação de áreas degradadas, uma vez que a revegetação pode ser obtida eficientemente e com baixo aporte de fertilizantes, restringindo-se àqueles que apresentam lenta solubilização para a solução do solo, como é o caso dos fosfatos de rocha (MENDES FILHO, 2004).

2.2. EFEITOS DE ADUBOS VERDES SOBRE A FERTILIDADE DO SOLO.

A matéria orgânica é de fundamental importância para a qualidade do solo. A adubação verde tem por objetivo prover biomassa vegetal para ser incorporada ao solo, melhorando sua fertilidade através do enriquecimento de matéria orgânica, aumentando a capacidade de troca catiônica (CTC) (KIEHL, 1985) e liberando ácidos orgânicos que atuam solubilizando a matéria orgânica do solo; aumentam a estabilidade de agregados, densidade do solo, porosidade, taxa de infiltração e capacidade de retenção de água (DE-POLLI et al., 1996), diminuindo a lixiviação e melhorando a estrutura do solo; propiciando condições favoráveis para a atividade microbiana do solo (PERIN et al. 2004).

A proteção mecânica promovida pela cobertura vegetal atua também amenizando o impacto direto das gotas de chuva, que causam a desagregação das partículas na superfície do solo (ESPINDOLA et al., 1997)

A adição de resíduos de plantas, em geral, reduz a acidez do solo. Este efeito depende da quantidade de resíduos adicionados e da sua concentração em cátions básicos (MIYAZAWA et al., 1993). Porém, o efeito dos resíduos orgânicos sobre o pH é considerado temporário e de menor duração que a calagem convencional, no entanto, pode melhorar a fertilidade dos solos ácidos nos períodos críticos para as culturas (CHAVES; CALEGARI, 2001).

A ciclagem de nutrientes promovida pelas leguminosas é fundamental para manter e crescer nutrientes nas camadas mais superficiais do solo, principalmente nos solos onde ocorre imobilização de cálcio, magnésio e o potássio (FAVERO; JUCKSCH, 2000).

As leguminosas de sistema radicular profundo, possuem capacidade de romper as camadas mais compactas do solo aumentando a eficiência de utilização dos adubos, uma vez que trazem as camadas mais profundas do solo alguns nutrientes que seriam perdidos por lixiviação, principalmente potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg) e nitrogênio (N), funcionando como “agente mobilizador” dos nutrientes de reduzidas disponibilidades como o fósforo(P) e o molibdênio (Mo), tornando-os disponíveis às culturas principais (CINTRA; MIELNICZUK, 1983; FRANCO; SOUTO, 1984; ALVARENGA et al., 1995).

As raízes do feijão guandu possuem excelente capacidade de se desenvolverem em profundidade, mesmo quando existe no solo uma camada de maior resistência de penetração e os canais deixados após a decomposição de suas raízes, facilitam o crescimento das culturas subseqüentes (ALVARENGA et al. 1995). Portanto, o plantio de leguminosas como guandu associado à adubação com fosfato de rocha (CARNEIRO et al, 2004) e calagem (BARROTI; NAHAS, 2000), favorece o crescimento de fungos solubilizadores de fosfato.

O plantio direto proporciona um ambiente mais favorável à atividade das fosfatases e à ocorrência de fungos e bactérias solubilizadoras de fosfato nas camadas mais superficiais do solo, em relação ao plantio com preparo convencional, devido à ausência de revolvimento do solo e ao conseqüente acúmulo de matéria orgânica, que protegem e mantem as enzimas do solo em suas formas ativas, pela formação de complexos enzimas-compostos húmicos (CARNEIRO et al., 2004). De acordo com McLenaghan et al. (2004), o tremoço (*Lupinus agustifolius*, cv. Fest), leguminosa usada como adubo verde, em combinação com fosfato natural aumentou a disponibilidade de P para cultura subseqüente de milho, devido à capacidade do tremoço em solubilizar o fosfato pouco solúvel.

As leguminosas, além da capacidade de fixação de nitrogênio, podem promover alterações quantitativas e qualitativas na população de fungos micorrízicos vesicular-arbusculares nativos do solo, pela liberação de exudatos radiculares que estimulam a germinação de esporos e o crescimento dos fungos, permitindo um melhor aproveitamento dos fertilizantes aplicados ao solo, principalmente os fosfatados (CLARKSON, 1985; SIEVERDING, 1991; BENEDETTI et al., 2005).

A adubação verde traz impactos positivos sobre a fauna do solo, alterando a densidade das populações e a densidade de espécies, contribuindo na decomposição da matéria orgânica. As leguminosas também favorecem a aeração e infiltração da água no solo através da abertura de canais deixados após a decomposição de suas raízes (FRASER, 1994).

Além do fato dos resíduos vegetais servirem como fonte de energia e nutrientes, a manutenção da cobertura vegetal cria microhabitats favoráveis para os microorganismos do solo (ESPINDOLA et al., 2004). Por sua vez, a maior atividade biológica do solo aumenta a ciclagem de nutrientes, o que permite inclusive um melhor aproveitamento dos fertilizantes aplicados ao solo (PANKHURST; LYNCH, 1994).

Portanto, manter a superfície do solo permanentemente coberta por materiais vegetais em fase vegetativa ou como resíduos é, efetivamente, um dos manejos mais recomendados para proteção e conservação do solo (ALVARENGA et al., 1995).

O uso de adubação verde mostra-se ainda eficiente no controle de nematóides através da liberação de diferentes substâncias aleloquímicas, estimulando a atividade biológica (aumento do número e das espécies de organismos), reduzindo a possibilidade de haver predominância de uma espécie fitopatogênica (COSTA, 1993). Segundo Espindola et al. (1997), as crotalarias, mucunas e o guandu são algumas das espécies de adubos verdes que apresentam melhores efeitos no controle de nematóides. Num experimento de consórcio entre quiabo e *Crotalaria juncea*, Ribas et al. (2002) observaram uma redução significativa da incidência de nematóides quando comparado ao monocultivo.

Algumas espécies de leguminosas utilizadas como adubos verdes (mucuna, guandu, feijão de porco, etc.) são eficientes no controle de plantas invasoras, reduzindo o seu crescimento, devido aos efeitos alelopáticos de metabólitos secundários liberados por elas, tais como taninos, esteróides livres, ogliconas esteróides, etc. (FAVERO et al., 2001).

Por conseguinte, as leguminosas também possuem grande velocidade de crescimento e excelente percentagem de cobertura do solo, sendo bastante eficientes no controle de plantas daninhas (ALVARENGA et al., 1995), devido à competição por luz, água, oxigênio e nutrientes, acarretando supressão de algumas delas (ERASMO et al., 2004).

2.3. IMPORTÂNCIA DO FÓSFORO PARA AGRICULTURA BRASILEIRA.

O efeito líquido do ciclo do fósforo no solo de uma região muda com a fertilidade inerente do solo, clima e os efeitos do manejo do homem ao longo do tempo. A quantidade de P exigida por culturas melhoradas e altamente produtivas é grande, e por isso é importante níveis adequados desse nutriente para obtenção de uma boa produtividade. Devido o P estar intimamente ligado aos processos metabólicos da planta (fazendo parte dos fosfolipídeos, fosfoproteínas, ácidos nucleicos, carboidratos, coenzimas, ATP, etc.), ele é bastante móvel nos tecidos concentrando-se nas áreas de maior crescimento, resultando na transferência e armazenamento da maior parte do P absorvido para as folhas em desenvolvimento, os frutos ou grãos, sendo, portanto, removido pela atividade de pastejo ou colhido.

Por esta razão, o fósforo (P) é um nutriente de grande importância nos solos tropicais, pois leva à grandes limitações nos rendimentos das culturas. Este fato decorre, dentre outros fatores, da alta capacidade de fixação deste elemento nestes solos, devido basicamente, a presença de grandes quantidades de minerais compostos de ferro e alumínio (NOVAIS; SMYTH, 1999).

A maior parte dos solos agricultáveis no Brasil tem baixos níveis de P disponível (menos que 0,1% encontra-se em solução). No caso dos solos da região amazônica, que em geral apresentam baixa fertilidade natural, observa-se a grande limitação do P para o desenvolvimento das culturas e da vegetação secundária (BARROTI; NAHAS, 2000).

No Brasil, para a produção de soja, o consumo médio de P por hectare era marginal até a década de 70. Entretanto, atualmente varia entre 30 e 40 $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5 (YAMADA; ABDALLA, 2004). A quantidade de P exigida pela grande maioria das culturas produtivas é grande, como por exemplo, o consumo médio de P no Brasil, em 1996, foi de 90 $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5 para o trigo, 103 $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5 para o arroz, 107 $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5 para o milho e 127 $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5 para o algodão (IFA – IFDC - FAO, 1999).

2.4. USO DO FOSFATO DE ROCHA COMO FONTE ALTERNATIVA DE FÓSFORO.

Na região Amazônica, predominam solos ácidos, com baixo conteúdo de P disponível e elevada saturação por alumínio e ferro e, conseqüentemente, apresentam alta capacidade de fixação de P, implicando em menores taxas de absorção pelas plantas.

Devido ao pequeno reservatório de P disponível em qualquer época do ano, o fator mais significativo que controla a nutrição das plantas é a habilidade que o solo apresenta em manter um suprimento adequado de P disponível em períodos críticos de demanda pela cultura. Um suprimento limitado de P na solução do solo significa que o suprimento de P disponível deve ser completamente reabastecido pelo menos duas vezes ao dia ou centenas de vezes durante a safra. No agroecossistema moderno as entradas de P por intermédio de fertilizantes e fontes orgânicas são críticas para assegurar o rápido reabastecimento do reservatório de P da solução do solo (YAMADA; ABDALLA, 2004). Entretanto, devido as características dos solos brasileiros, os fertilizantes fosfatados solúveis, de modo geral, têm sua eficiência de utilização pelas culturas bastante reduzida a longo prazo. Esta condição, faz com que as doses aplicadas sejam altas, elevando o custo de produção, tornando essa prática bastante onerosa aos pequenos produtores (ZAHARAH; BAH, 1997).

Devido ao alto custo dos fertilizantes fosfatados, o uso alternativo de métodos não tradicionais que aumentem a disponibilidade e favoreçam a absorção de fósforo pela planta são desejáveis. Logo, a utilização de fosfatos de rocha, como fonte de P, tem demonstrado grande potencial na melhoria do rendimento das culturas em solos ácidos (ZAHARAH; BAH, 1997) e surge como uma alternativa tecnicamente viável, devido sua eficiência agrônômica a longo prazo proporcionando menor custo unitário e maior efeito residual (COSTA et al. 2001).

As fontes de P podem ser divididas basicamente em solúveis, pouco solúveis e insolúveis. As primeiras, quando adicionadas ao solo, aumentam rapidamente a concentração do P na solução do solo. Os fosfatos solúveis têm sua eficiência diminuída ao longo do tempo devido ao processo de adsorção ou fixação de P. Já os fosfatos naturais, que são insolúveis em água, se dissolvem lentamente na solução do solo e tendem a aumentar a disponibilidade do P para as plantas com o tempo. Apesar dos fosfatos naturais, a curto prazo, geralmente apresentarem menor eficiência que os fosfatos solúveis (industrializados), a longo prazo, seu efeito residual é geralmente maior (KORNDÖRFER et al., 1999)

Segundo Correa et al. (2005), o aumento da disponibilidade de fósforo para as plantas é obtido mediante o manejo correto da adubação fosfatada, com ênfase na fonte utilizada e no modo de aplicação mais adequado para solos com diferentes capacidades de adsorção do elemento. Recomenda-se o uso combinado de fontes de P com alta e baixa solubilidade. Deste modo, a fonte mais solúvel forneceria, a curto prazo, o P necessário para o rápido

crescimento inicial, período crítico de competição com as plantas invasoras (KAMINSKI; PERUZZO, 1997).

A eficiência agrônômica dos fosfatos naturais baseia-se na sua capacidade de fornecer ao sistema solo-planta, o P de modo seqüencial, refletindo diretamente na produtividade do sistema, que depende, principalmente, de suas características físicas e químicas e, sobretudo, da sua solubilidade (KAMINSKI; PERUZZO, 1997; ZAPATA; ROY, 2004).

As diferentes fontes de fosfatos naturais diferem em suas propriedades mineralógicas e, conseqüentemente, em sua solubilidade e disponibilidade de P para planta. Então, é provável que o desempenho das plantas na captação de nutrientes, possa variar com diferentes fontes de fosfato naturais (ZAHARAH; BAH, 1997; SATTER et al., 2006).

Para que o processo de solubilização ocorra, torna-se necessária a reação entre o fosfato aplicado, e o solo, ocorrendo uma seqüência de eventos físico-químicos que transformam esse fosfato em substâncias fosfatadas complexas, as quais passam a governar a disponibilidade desse nutriente no solo (KAMINSKI; PERUZZO, 1997; WHITELAW, 2000, SILVA FILHO et al., 2002).

A liberação de P é proporcional à intensidade dessa reação e, por isso, é conveniente proporcionar o máximo de contato entre as partículas do fosfato natural e o solo. Deste modo, assumem grande importância, o grau de moagem do fosfato, o modo de aplicação e a sua incorporação ao solo. Para fontes de baixa solubilidade recomenda-se a aplicação sob a forma de pó, o qual deve ser incorporado para se obter o máximo contato com as partículas do solo, isto é, quanto menor o tamanho da partícula, maior a sua superfície específica. (KLIEMANN; LIMA, 2001).

Entretanto, a eficiência dos fosfatos naturais também está diretamente relacionada à capacidade da planta em absorver fósforo do solo, e utilizá-lo mais eficientemente em seu metabolismo. Em geral, a resposta de diversas espécies depende da velocidade de crescimento, da exigência em P e da capacidade em desenvolver seu sistema radicular, principalmente em condições adversas do solo (KAMINSKI; PERUZZO, 1997; KLIEMANN; LIMA, 2001).

Cada planta reage diferentemente à aplicação de fosfato natural. Algumas têm mais habilidade em aproveitar o P proveniente de fosfatos naturais. As leguminosas, por exemplo,

por serem plantas acidófilas, acidificam a rizosfera através da troca de íons em seu sistema radicular, deixando grande concentração de H^+ na área das proximidades da raiz, possuindo assim, uma maior facilidade em absorver P proveniente de fosfatos naturais, como por exemplo as raízes de guandu (*Cajanus cajan*) que excretam ácidos piscídico, malônico e oxálico, o que parece ser o mecanismo pelo qual esta espécie é capaz de liberar o P dos fosfatos de alumínio e férrico (FERNANDES; MURAOKA, 2002). O fosfato natural também pode reduzir a acidez do solo. Uma tonelada de fosfato natural pode substituir até 0,5 t de calcário (ZAPATA; ROY, 2004).

O efeito positivo da associação das leguminosas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) melhoram a eficiência dos fosfatos naturais aplicados ao solo. As hifas externas podem se estender por vários centímetros além da superfície da raiz infectada podendo aumentar a zona de absorção devido a maior exploração do solo (SATTER et al. 2006). As plantas colonizadas são capazes de explorar o P do solo em níveis de fósforo na solução inferiores aos do produto de solubilidade dos compostos pouco solúveis. Deste modo, os FMAs ao aumentarem a absorção de fósforo solúvel, estimulam a dissociação química do fosfato para manter o equilíbrio deste na solução do solo (COSTA et al., 2001).

2.5. REAÇÃO DOS FOSFATOS NATURAIS NO SOLO.

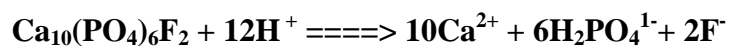
Sabe-se que no solo, o P está sujeito a inúmeros processos biogeoquímicos que alteram sua disponibilidade (WHITELAW, 2000). Diversos microorganismos possuem capacidade para solubilizar fosfatos por meio de diferentes mecanismos, especialmente pela síntese de ácidos orgânicos, o que promove a acidificação da célula microbiana e do ambiente ao seu redor (SILVA FILHO et al., 2002). Entre esses ácidos, o ácido glucônico aparece como o agente mais freqüente de solubilização. Outros ácidos também estão envolvidos na solubilização de fosfatos, tais como: os ácidos 2-cetoglucônico, láctico, isovalérico isobutírico, e acético (OLIVEIRA et al., 2003).

Além dos ácidos orgânicos, a liberação de prótons H^+ para a superfície celular externa nos processos de absorção de cátions ou através do auxílio de ATPases, a produção de substâncias quelantes ou a produção de ácidos inorgânicos (sulfídrico, nítrico e carbônico), podem constituir mecanismos alternativos na solubilização de P (OLIVEIRA et al., 2003).

Por conseguinte, os fosfatos naturais são dissolvidos no solo principalmente por efeito da acidez do solo. Assim, quanto mais ácido estiver o solo, maior será a reatividade do fosfato natural. Por esta razão, recomenda-se que o fosfato natural seja aplicado antes da calagem. Sua dissolução é um pré-requisito para que ocorra a absorção de P e Ca^{++} pelas plantas e por essa razão, deve ser incorporado em área total para aumentar a superfície de contato do fosfato com os íons H^+ presentes na solução do solo (ZAPATA; ROY, 2004).

Com o objetivo de aumentar a superfície de contato com o solo e favorecer a sua dissolução, o fosfato natural deve ser obrigatoriamente aplicado na forma de pó, a lanço e em toda área. Três fatores são fundamentais para a obtenção de bons resultados na aplicação direta dos fosfatos naturais: superfície específica, granulometria e a presença de outros minerais na estrutura cristalina da rocha. Quanto maior o contato com o solo, maior será a velocidade de dissolução e quanto menor a granulometria maior a reatividade do mesmo (KORNDÖRFER et al., 1999).

O baixo pH, baixo Ca^{++} trocável e baixo P disponível no solo também são alguns dos fatores que favorecem a dissolução e subsequente dissolução de P pelos fosfatos naturais. A dissolução do fosfato natural ocorre de acordo com reação abaixo (BOLAN et al., 1997; ZAHARAH; BAH, 1997).



A reatividade do fosfato natural está diretamente relacionada com o grau de substituições isomórficas, isto é, quanto maior a substituição do PO_4^{-3} pelo $\text{CO}_3^{-2} + \text{F}^-$ maior a reatividade do mesmo. As substituições isomórficas deixam a estrutura do mineral mais frágil e fraca, portanto, mais facilmente atacada e conseqüentemente mais reativa (KORNDÖRFER et al., 1999).

Esta solubilização é promovida por enzimas chamadas fosfatases ou fosfohidrolases, classificadas em ácidas ou alcalinas de acordo com o pH ótimo da atividade. Estas enzimas podem ser secretadas fora da membrana plasmática, ou permanecerem retidas na membrana como proteínas solúveis (RODRÍGUEZ; FRAGA, 1999).

2.6.ABSORÇÃO DE FÓSFORO PELAS PLANTAS.

Mais da metade do P do solo (50 – 80 %) está na forma orgânica, derivado de resíduos vegetais e de organismos do solo, e para que as plantas possam absorvê-lo, é necessário que ele seja mineralizado (HORST et al. 2001; VANCE et al., 2003).

A disponibilidade do P para as plantas é influenciada pelo pH do solo, efeito de cátions na rizosfera, presença de micorrizas e microorganismos. O pH influencia fortemente no grau de solubilidade dos diferentes compostos de fósforo no solo. Em solos ácidos, o fósforo pode reagir com ferro, manganês e alumínio para formar produtos insolúveis, tornando-se menos disponível para as plantas. Em solos alcalinos, o fósforo pode reagir com o cálcio e o magnésio diminuindo também sua disponibilidade. As formas mais solúveis, ou disponíveis de P para as plantas ocorrem em um valor ótimo de pH entre 4,5 e 5,5 (NAHAS, 1991).

As plantas requerem um suprimento constante de fosfato durante todo o seu ciclo de vida. No início do seu desenvolvimento, as quantidades exigidas são pequenas, aumentando com o tempo. Na época da frutificação as necessidades são atendidas, em parte, pelas mobilizações das reservas. As plantas absorvem o P da solução do solo nas formas de íons H_2PO_4^- e HPO_4^{2-} , dependendo do valor do pH, e após a absorção, apresentam grande capacidade em acumular esse fosfato (que se encontra na seiva do xilema em uma concentração 400 vezes maior que na solução do solo). Cerca de 75% do fosfato é armazenado nos vacúolos, de onde é mobilizado quando o fornecimento é limitado; os 25% restantes encontra-se no citoplasma e nas organelas celulares, em equilíbrio com os ciclos metabólicos (HINSINGER, 2001; CASTRO et al., 2005).

O radical fosfato no interior da planta, pode estar com íons livres em solução, ligado a cátions metálicos formando compostos insolúveis, na forma de ácidos nucleicos (DNA e RNA), fosfato de inositol, coenzimas, fosfolipídios e di e trifosfato de adenosina (ADP e ATP) (NAHAS, 2002; TAIZ; ZEIGER, 2004), sendo o P essencial para a divisão celular, para a reprodução e para o metabolismo vegetal, em processos tais como fotossíntese, respiração, ativação/inativação de enzimas, constituintes da membrana e síntese de substâncias orgânicas. (VANCE et al. 2003).

Como os processos metabólicos são muito intensos nos tecidos em desenvolvimento, o P em geral é bastante móvel e pode ser encontrado em maiores concentração neste tecido do que nos tecidos velhos (MARSCHNER, 1997), sendo armazenado nos vacúolos na forma de fósforo inorgânico (Pi) e liberado para o citosol da célula, conforme a demanda da planta. Desta forma, a planta teria um tampão interno ou um fator capacidade interno de P, semelhante ao que ocorre no solo. (MARTINEZ et al, 2002).

Segundo Clarkson (1985), os modelos matemáticos utilizados para explicar a absorção de nutrientes do solo, estão associados a fatores do solo, fatores de absorção do sistema radicular e fatores morfológicos. Os fatores do solo, determinam a taxa na qual um determinado nutriente atinge a superfície da raiz. Os fatores morfológicos, definem a taxa de crescimento da superfície de absorção; e os fatores de absorção, definem a capacidade de absorção de nutrientes pela raiz. No caso do fosfato, a taxa de absorção não depende tanto das propriedades de absorção da raiz, mas sim da taxa de difusão desse elemento na zona de depleção.

O P, é importante no crescimento da planta, pois está relacionado com o surgimento das folhas, com a expansão foliar e com a taxa de fotossíntese por unidade de área foliar. Quando a disponibilidade deste elemento é limitada, o crescimento é geralmente mais reduzido do que a taxa de fotossíntese (CROMER et al., 1993).

Segundo Föhse et al. (1991), para uma boa aquisição de P pelas plantas, o comprimento e a área superficial das raízes (raízes finas e micorrizas) são características mais importantes do que a sua massa. Em decorrência disso, as raízes finas teriam um papel de grande importância, sendo as responsáveis pela exploração de um maior volume de solo.

As raízes são as fontes primárias de todos os nutrientes necessários para o crescimento das plantas e como tal, o seu crescimento e desenvolvimento são dinâmicos e altamente dependentes de vários fatores do solo, tais como, disponibilidade de nutrientes, umidade, densidade e pH do solo (VANCE et al., 2003).

O consórcio de espécies diferentes realiza um papel importante em áreas tropicais e subtropicais, devido à efetiva utilização dos recursos naturais, através de suas interações interespecíficas, beneficiando umas as outras, aumentando a captação de nutrientes, principalmente o fósforo (P) (GRIERSON; ADAMS, 2000; LI et al., 2003).

Segundo Rodrigues et al. (2003), no cultivo de plantas consorciadas com leguminosas, a transferência de nutrientes provenientes da decomposição dos nódulos de raízes ou da serapilheira de leguminosa, por meio das hifas micorrízicas, pode melhorar a nutrição dessas plantas, principalmente em relação ao N e P. No entanto, o transporte desses nutrientes das hifas é bidirecional, podendo ocorrer competição entre as plantas interconectadas em uma mesma rede micelial (SEN, 2000).

O processo de absorção de P é similar na hifa micorrízica e na raiz, e depende da extensão da hifa externa, bem como do requerimento de P da planta hospedeira. O fosfato é absorvido pelas hifas micorrízicas e estocado nos tecidos do fungo como grânulos de polifosfatos inorgânicos, sendo remobilizado quando a absorção de P do solo for insuficiente para o crescimento da planta (RODRIGUES et. al., 2003)

Os microorganismos também desempenham papel fundamental no ciclo biogeoquímico do P e na sua disponibilidade para as plantas, mediante o fluxo de P pela biomassa microbiana, a solubilização do P inorgânico, a mineralização do P orgânico e associação entre plantas e fungos micorrízicos (PAUL; CLARK, 1996).

O P imobilizado na biomassa microbiana pode ser liberado pela ruptura das células microbianas, promovida pelas variações climáticas ou pelo manejo do solo, e também, pela interação da microfauna do solo, que ao se alimentar de microorganismos, libera diversos nutrientes no solo. O P contido na biomassa funciona como reservatório desse nutriente para as plantas, diminuindo sua fixação por minerais do solo, podendo atingir valores equivalentes, ou às vezes, superiores à absorção desse nutriente pelas plantas, aumentando dessa forma a eficiência da adubação fosfatada (PAUL; CLARK, 1996; CARNEIRO et al., 2004).

De acordo com Carneiro et al. (2004), os microorganismos (bactérias, fungos e actinomicetos) envolvidos nos processos de solubilização do P inorgânico, excretam ácidos orgânicos que atuam dissolvendo diretamente o material fosfático ou quelando os cátions que acompanham o ânion fosfato, estando sua capacidade de solubilização intimamente ligada ao tipo e ao manejo do solo.

A associação de bactérias do gênero *Bradyrhizobia* com fungos comuns do solo (*Aspergillus* sp. e *Penicillium* sp.), se caracteriza pela proliferação da bactéria no micélio do fungo, formando biofilmes. Esta associação é mais efetiva na disponibilidade de P e N do que

a ação de fungos e bactérias isoladamente, pois estimula a síntese de exopolissacarídeos, produzindo maior quantidade de ácidos orgânicos possivelmente devido ao suprimento adequado de carbono pelos fungos para as bactérias, e aumenta a atividade da nitrogenase melhorando a fixação de nitrogênio (JAYASINGHEARACHCHI; SENEVIRATNE, 2006).

A formação desses biofilmes teria um grande papel como efetivo duplo inóculo, pois consiste em fungos solubilizadores de fosfato e bactérias fixadoras de nitrogênio. A densa colonização e a formação de biofilmes oriundos da associação fungo-bactéria nas partículas de fosfato de rocha, aumentam o processo de entemperismo do mesmo (JAYASINGHEARACHCHI; SENEVIRATNE, 2006).

A atuação dos microorganismos solubilizadores de fosfato e de fungos micorrízicos na biomassa microbiana e na matéria orgânica do solo, através da produção de enzimas, como as fosfatases ácidas (microorganismos e plantas) e alcalinas (preferencialmente por microorganismos), são também responsáveis pela mineralização do P orgânico. Essas enzimas catalisam a hidrólise de compostos fosfatados orgânicos com a liberação de fósforo solúvel (NAHAS, 2002).

De acordo com Dick & Tabatabai¹ (1993, citado por CARNEIRO et al., 2004), em condições favoráveis, os microorganismos 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.

Sylvester-Bradley et al.² (1994, citado por BARROTI; NAHAS, 2000) afirmam que entre as plantas cultivadas, constata-se a maior presença de bactérias solubilizadoras em leguminosas do que em gramíneas, e que o manejo agrícola adequado contribui no tamanho, diversidade e atividade da população microbiana.

Diversos microorganismos, incluindo bactérias, actinomicetos, fungos e protozoários, são capazes de hidrolisar o P orgânico de muitos compostos, através da produção de fosfatases cuja atividade pode ser um indicador da transformação da MOS (NAHAS, 2002). O

¹ DICK, W. A.; TABATABAI, M. A. Significance and potential uses of soil enzymes. In: METTING JUNIOR, F. B. (Ed.). Soil microbial ecology application in agricultural and environmental management. New York: M. Dekker, 1993. p. 95-127.

² SYLVESTER-BRADLEY, R.; ASAKAWA, N.; LA TORRACA, S. MAGALHÃES F. M. M.; OLIVEIRA, L.; PEREIRA, R. M. Levantamento quantitativo de microorganismos solubilizadores de fosfatos na rizosfera de gramíneas e leguminosas forrageiras na Amazônia. *Acta Amazônica*, Manaus, v.12, n. 1, p. 15-22, 1982.

estoque de P orgânico compreende o P da MOS morta e da biomassa sendo de grande interesse para a dinâmica e ciclagem deste elemento no solo. O P da biomassa (P_{mic}) como porcentagem do P orgânico total do solo é da ordem de 3% em solos agricultáveis, 14% em solos de pastagens e 20% em solos de floresta. A incorporação de palha aumenta a biomassa microbiana e melhora a disponibilidade desses nutrientes para as plantas. O P da biomassa é a principal fração de P prontamente mineralizável do solo, representando um fluxo de até 30kg de $P \cdot ha^{-1} \cdot ano^{-1}$. Portanto, esta quantidade pode ser considerada elevada quando se compara com a pequena quantidade desse nutriente absorvido pelas plantas. (SIQUEIRA; MOREIRA, 2001).

Portanto, o manejo adequado do solo pode ser um fator determinante no fluxo de P por intermédio da biomassa microbiana, sendo necessária melhor compreensão sobre sua dinâmica e contribuição para a nutrição das plantas.

2.7. ADAPTAÇÃO DAS PLANTAS A BAIXA DISPONIBILIDADE DE FÓSFORO NO SOLO.

O P tem um papel importante como elemento estrutural e regulatório no crescimento e desenvolvimento da planta. Entretanto, uma significativa quantidade deste elemento é necessária para o crescimento normal da planta, e a sua baixa disponibilidade no solo é um fator limitante para uma boa produtividade.

Diversas são as adaptações apresentadas pelas plantas para superar a deficiência de fósforo, tais como, alterações morfológicas no sistema radicular (MARSCHNER, 1997; FÖHSE et al., 1998; Machado, 1999; LYNCH, 2001), alterações do meio iônico (RHEINHEIMER; ANGHINOMI, 2001; VANCE et al., 2003; SMITH et al., 2003); associações simbióticas e assimbióticas com microorganismos na rizosfera (LARCHER, 2000; RODRIGUES et al., 2003; COSTA et al., 2001).

Segundo Lajtha & Harrison³ (1995, citado por RHEINHEIMER; ANGHINOMI, 2001), as plantas possuem mecanismos que auxiliam na aquisição de P, seja pela modificação na solubilização-adsorção, seja na difusão do nutriente no solo. Estas estratégias se manifestam pela maior relação raiz/ parte aérea e pelo aumento da superfície radicular, pela

³ LAJTHA, K; HARRISON, A. F. Strategies of phosphorus acquisition and conservation by plants species and communities. In: TIESSEN, H. (Ed.). **Phosphorus in the global environment**: transfers, cycles and management. Chichester: J. Wiley, 1995. p. 139-146.

maior taxa de absorção por unidade de raiz, pelo aumento da exsudação radicular de fosfatases e outros compostos orgânicos, e pela alteração do grau de micotrofismo.

A capacidade que algumas espécies têm de se desenvolver em solos com baixo teor de fósforo disponível tem sido atribuída a diversos fatores, incluindo diferenças na morfologia do sistema radicular e densidade dos pêlos radiculares e na formação de raízes proteóides (aglomerados de radículas cobertas com denso emaranhado de pêlos radiculares) (MARSCHNER, 1997; BATES; LYNCH, 2001).

As estratégias desenvolvidas pelas plantas para uma alta eficiência na absorção, diferem entre espécies (FÖHSE et al., 1998). Algumas produzem grande sistema radicular, como o trigo, e outras apresentam uma alta taxa de absorção por unidade de comprimento radicular, como espinafre.

Machado et al. (1999) observaram que plantas submetidas a um estresse de fósforo apresentam uma inibição no crescimento total da planta e um aumento relativo no sistema radicular, significando que a redução no crescimento da parte aérea acontece antes da redução no crescimento das raízes, ou seja, como o sistema radicular está mais próximo do fósforo, seu crescimento ainda permanece por determinado período.

As plantas respondem a deficiência de P alocando mais carbono para as raízes, resultando em aumento do crescimento das raízes, aumento da formação de raízes laterais, aumento do tamanho e do número de pelos radiculares, resultando em uma maior exploração da superfície do solo, bem como no aumento da expressão de transportadores de P e exsudação de substâncias (ácidos orgânicos de baixo peso molecular, fosfatase ácida, etc.) que aumentam a disponibilidade de P na vizinhança dessas raízes (VANCE et al., 2003; SMITH et al., 2003).

Segundo Yun (2001), a baixa disponibilidade de P_i acarreta na redução da taxa fotossintética e conseqüentemente uma inibição do crescimento da planta, entretanto, essa inibição é relativamente pequena na raiz e mais significativa na parte aérea, resultando em um aumento da relação raiz/parte aérea.

Uma grande parte das plantas mantém uma associação simbiótica entre raiz e fungo. Esta associação se dá de formas distintas e a mais importante e extensamente encontrada é a forma de micorriza vesicular arbuscular (MVA), produzidas por fungos zigomicetos e por

meio dessa associação, a superfície de absorção é aumentada em centenas a milhares de vezes (LARCHER, 2000).

Esse tipo de associação ocorre na maioria das plantas herbáceas e em muitas plantas lenhosas e são capazes de absorver nutrientes do solo através da infecção da raiz jovem, onde as hifas se ramificam de forma arborescente, entre e dentro do córtex da raiz do hospedeiro. Segundo Rodrigues (2003), o processo de absorção de P é similar na hifa micorrízica e na raiz e depende da extensão da hifa externa, bem como do requerimento de P da planta hospedeira. O fosfato é absorvido pelas hifas micorrízicas e estocado nos tecidos do fungo como grânulos de polifosfatos inorgânicos, sendo remobilizado quando a absorção de P do solo for insuficiente para o crescimento da planta.

Segundo Sánchez-Díaz et al⁴ (1990, citado por LARCHER, 2000), uma simbiose tripla ocorre muitas vezes na família Fabaceae, com micorriza arbuscular e nódulos de bactéria, que aumenta o fornecimento de N e P para a planta, garantindo o suprimento desses nutrientes mesmo em condições desfavoráveis.

A colonização das raízes por micorrizas arbusculares resulta em modificações na fisiologia, bioquímica e nutrição mineral da planta hospedeira, especialmente no favorecimento da absorção, translocação e utilização de nutrientes e água. Nos solos de baixa fertilidade natural, especialmente naqueles deficientes em P, as associações com fungos micorrízicos apresentam efeitos benéficos mais acentuados (COSTA et al., 2001).

2.8. CARACTERIZAÇÃO BOTÂNICA DAS ESPÉCIES ESTUDADAS.

2.8.1. Feijão Guandú (*Cajanus cajan* (L.) Millsp.).

O feijão guandu é uma planta da família Fabaceae, tendo origem na África tropical ocidental e cultivada na Índia desde a antiguidade. É uma leguminosa arbustiva de porte baixo a alto, de ciclo semi-perene (ESPINDOLA et al. 2004), com folhas alternadas trifolioladas, folíolos largos e ovais, folíolo terminal peciolado, enquanto que os laterais são sésseis, pubescência acentuada em todos os folíolos. De coloração verde escura e acizentada, apresenta inflorescências em racimos menores que as folhas, formando panículas sobre

⁴ SÁNCHEZ-DÍAZ, M.; PARDO, M.; ANTOLÍN, M.; PEÑA, J.; AGUIRREOLEA, J. Effect of water stress on photosynthetic activity in the *Medicago-Rhizobium-Glomus* symbiosis. Plant Science. v. 71, p. 215-221, 1990.

pendúculos erguidos, com flores amarelas e/ou com estrias castanhas e com várias sementes (DUKE, 1981)

É comumente encontrada nas regiões tropicais e subtropicais. Adapta-se bem a variação de precipitação, mostra-se resistente à seca, adapta-se bem aos solos arenosos e argilosos com baixa fertilidade (ESPINDOLA et al., 2004) e baixos valores de pH, desenvolvendo-se melhor em temperaturas mais elevadas, apresenta grande potencial de produção de biomassa, em torno de 9,39 t.ha⁻¹ (NASCIMENTO; SILVA, 2004). Possui um sistema radicular com grande capacidade de reciclar nutrientes no solo, principalmente o fósforo. Tem capacidade de fixar no solo até 195 kg de nitrogênio por hectare, o que equivale a 430 kg de uréia. Sua raiz pivotante bastante agressiva penetra em solos bastante compactados e adensados (ALVARENGA et al., 1995). Pode ser utilizada em rotação e associação com gramíneas anuais ou em cultivo intercalar a culturas perenes, pode ser utilizado também na alimentação animal (BINDER, 1997)

2.8.2. Mucuna Preta (*Mucuna aterrima* (Piper & Tracy) Holland).

A mucuna preta é uma planta da família Fabaceae, originada do sudeste da Ásia, sendo difundida na maioria dos países tropicais, é uma planta robusta de crescimento rasteiro e trepador, ramos trepadores, folhas trifolioladas, de folíolos grandes e membranosos; inflorescências em racemos axilares, compostos por muitas folhas grandes e brácteas caducas; cálice com quatro lóbulos, campanulado, corola violácea ou branca, estames diadelfos; vargem alargada, com 3 a 6 sementes que são globosas ou elípticas comprimidas, exalbuminadas, duras, de coloração preta, com hilo branco, deiscentes após completa maturação (OUDHIA, 2001).

É uma planta anual resistente à seca, à sombra, às temperaturas elevadas e ligeiramente resistente ao encharcamento. De clima tropical e subtropical, desenvolve-se bem em solos ácidos e pobres em fertilidade (ESPINDOLA et al. 2004). Tem capacidade de fixar até 160 kg de Nitrogênio por hectare, o que equivale a 350 kg de uréia. É uma planta utilizada como adubo verde, sendo as variedades mais utilizadas a preta e a cinza, podendo ainda, em algumas situações, ser empregada como forragem ou seus grãos aproveitados como suplemento protéico para animais, apresenta grande potencial de produção de biomassa, aproximadamente 7,68 t.ha⁻¹ (NASCIMENTO; SILVA, 2004) e uma grande velocidade e

percentagem de cobertura de solo (ALVARENGA et al., 1995). Atua no impedimento da multiplicação das populações de nematóides (BINDER, 1997; ESPÍNDOLA et al., 1997)

2.8.3. Crotalária (*Crotalaria juncea* L.).

A crotalária é uma planta da família Fabaceae, originária da Índia com ampla adaptação às regiões tropicais. É uma planta arbustiva, de ciclo anual, de crescimento ereto e rápido, muito eficaz no controle de invasoras. As flores são geralmente amarelas, às vezes estriadas com vermelho, dispostas em racemos vistosos e possui floração indeterminada. Possui um longo sistema radicular com raízes laterais bem desenvolvidas (PURSEGLOVE 1968). É uma leguminosa adaptada às condições de baixa fertilidade de solo (ESPINDOLA et al., 2004). Produzem fibras e celulose de alta qualidade, próprias para indústria de papel e outros fins (CUNNINGHAM et al., 1978). Recomendada para adubação verde, em cultivo isolado, intercaladas a perenes ou em rotação com gramíneas. Tem capacidade de fixar até 165 kg de Nitrogênio por hectare o que equivale a 360 kg de uréia. É uma das espécies de leguminosas de mais rápido crescimento inicial, atingindo de 3 a 3,5 metros de altura (BARROS SALGADO et al., 1972) e produção de biomassa em torno de 1,97 t.ha⁻¹ (NASCIMENTO; SILVA, 2004)

2.8.4. Puerária (*Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth.).

A puerária, também conhecida como Cudzu Tropical, é uma planta da família Fabaceae, originada do sudeste da Ásia, Malásia e Indonésia. Esta leguminosa possui talos rasteiros, cilíndricos, herbáceos, estoloníferos e pubescentes, com alguns metros de comprimento; folhas trifolioladas com folíolos inteiros e com três lóbulos distintos, verdes na superfície superior e prateadas e pilosas na inferior. Floresce no outono, geralmente com melhor floração quando tutorado; flores violetas, distribuídas em forma de racemos com maturação paulatina, levando assim a uma maturação desuniforme. O fruto é uma vagem deiscente, linear, estreita e hispida, de coloração verde quando nova e preta quando seca; sementes reniformes ou elípticas, de cor castanho-avermelhada, marrom ou amarelada, com tegumento liso. A vagem comporta normalmente 10 a 12 sementes duras e impermeáveis quando maduras (CHEE; CHEN, 1992).

É uma planta perene, de clima tropical, apesar de desenvolver-se em regiões subtropicais. Geralmente apresenta melhor desenvolvimento em locais úmidos, quentes, montanhosos e com alta precipitação. É uma forrageira promissora para a Amazônia e o Pantanal, sendo empregada como protetora de solo no Sul da Bahia (intercalando à seringueira). É, portanto, uma opção de cobertura de solo para culturas como Citrus (MATHEIS, 2004), goiabeira, caqui, abacateiro, mangueira, etc. É uma leguminosa rústica que apresenta um sistema radicular amplo e profundo, com boa capacidade de fixação de nitrogênio podendo adicionar ao solo cerca de 100 kg de nitrogênio por hectare, normalmente prefere os solos argilosos e de textura média. Tolerância a solos ácidos e de baixa fertilidade (ESPINDOLA et al., 2004). Suporta umidade e alagamento, desde que não seja por tempo prolongado. Apesar de apresentar melhor desenvolvimento em solos com baixa acidez, pode desenvolver-se em solos com pH em torno de 5,0. É uma leguminosa que pode ser semeada exclusivamente ou consorciada. Geralmente difere das demais leguminosas tropicais perenes, crescendo rapidamente no ano de estabelecimento, apresentando grande potencial de produção de biomassa, em torno de 7,58 t.ha⁻¹ (NASCIMENTO; SILVA, 2004), sendo por isso empregada no consórcio com outras leguminosas forrageiras e/ou gramíneas (OJASTI et al., 2001)

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. CONDUÇÃO DO EXPERIMENTO.

O experimento foi conduzido em casa de vegetação, no período de 30 dias, na Embrapa Amazônia Oriental, Belém, Pará (Latitude 1° 28' S; Longitude 48° 27' W, 12 metros acima do nível do mar) sem controle de ambiente (Figura 1). Foram utilizados vasos plásticos pretos de 4 kg. A fonte de fósforo utilizada foi o fosfato natural reativo do Marrocos (32% P₂O₅), devido este fosfato apresentar baixa solubilidade, pois sua estrutura mineralógica apresenta um alto índice de substituição isomórfica nos cristais fosfáticos, garantindo grande eficiência agrônômica, podendo substituir parcialmente os fertilizantes fosfatados solúveis tradicionais.



Figura 1: Vista parcial do experimento localizado na casa de vegetação da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, Pará, 2005.

Foram testados cinco níveis de adubação fosfatada e quatro espécies de leguminosa. Para o cálculo das dosagens de fosfato de cada tratamento, foram utilizadas a densidade média dos substratos secos ao ar (1,20 g.cm⁻³), obtida através da razão entre o peso médio dos substratos (2.945 g) e o volume médio dos vasos (2.446 cm⁻³), e a porcentagem de P₂O₅ do fosfato natural utilizado (32%). Cada tratamento foi composto de substrato mais a dosagem de fosfato de rocha correspondente, conforme está descrito na tabela 1. Cada dosagem de fosfato

de rocha foi misturada com o substrato seco ao ar e peneirado a 2 mm em uma bandeja de plástico e colocado no vaso plástico previamente identificado.

Tabela 1. Composição de cada tratamento contido nos vasos das quatro espécies estudadas. Belém, Pará, 2005.

Tratamentos	Composição	kg.ha ⁻¹ P ₂ O ₅
T1	3 kg substrato	0 kg.ha ⁻¹
T2	3 kg substrato + 0,2145 g de fosfato de rocha	46 kg.ha ⁻¹
T3	3 kg substrato + 0,4290 g de fosfato de rocha	92 kg.ha ⁻¹
T4	3 kg substrato + 0,8580 g de fosfato de rocha	183 kg.ha ⁻¹
T5	3 kg substrato + 1,7160 g de fosfato de rocha	366 kg.ha ⁻¹

As leguminosas testadas foram a *Mucuna aterrima* (Piper & Tracy) Holland, *Cajanus cajan* (L.) Millsp., *Crotalaria juncea* L. e *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth. Para a implantação do experimento foram utilizadas sementes provenientes da Embrapa Amazônia Oriental. As sementes foram lavadas sob agitação em solução de hipoclorito de sódio a 2% por 10 minutos e lavadas cinco vezes com excesso de água destilada. Somente as sementes de *Crotalaria* e *Pueraria* foram submetidas a um processo de quebra de dormência, onde foram mergulhadas em água a 80°C por três minutos, para que houvesse uma germinação uniforme (VALENTIN; CARNEIRO, 1998). Posteriormente, as sementes foram postas a germinar em substrato de areia lavada e autoclavada, e mantidas somente com água destilada até a queda dos cotilédones, quando foram repicadas para os vasos com os respectivos tratamentos, onde permaneceram por um período de 7 dias para aclimação. Após o período de aclimação o experimento foi iniciado (tempo zero).

3.2. CARACTERIZAÇÃO DO SUBSTRATO.

O substrato utilizado para o crescimento das plantas foi uma mistura de um latossolo Amarelo distrófico concrecionário (0 – 20 cm) - oriundo de uma área de pastagem de *Brachiaria humidicola* abandonada, localizada na Fazenda São Sebastião, Castanhal, Pará - areia lavada e argila (horizonte B) na proporção de 2:1:1 (v:v:v) e peneirado em malha de 2 mm. As análises químicas e físicas do substrato foram realizadas pelo Laboratório de Análises de Solo da Embrapa Amazônia Oriental e apresentaram os seguintes resultados (Tabela 2):

Tabela 2. Análise físico-química do substrato utilizado no experimento. Laboratório de Análises de Solo da Embrapa Amazônia Oriental. Belém, Pará, 2005.

Variáveis	Unidade	Valor
pH em H₂O	-----	5,0 (± 0,1)
Matéria Orgânica	g.kg ⁻¹	24,2 (± 1,4)
P_{total}	mg.kg ⁻¹	154,8 (± 8,5)
P_{org}	mg.kg ⁻¹	69,3 (± 3,8)
P_{disp}	mg.kg ⁻¹	2,9 (± 0,3)
N	mg.kg ⁻¹	0,67 (± 0,09)
K	mg.kg ⁻¹	63,11 (± 3,63)
Ca	mg.kg ⁻¹	119,32 (± 5,33)
Mg	mg.kg ⁻¹	93,78 (± 7,69)
Areia grossa	g.kg ⁻¹	515,5 (± 60,1)
Areia fina	g.kg ⁻¹	286,0 (± 52,9)
Silte	g.kg ⁻¹	114,5 (± 6,2)
Argila total	g.kg ⁻¹	85 (± 10)
n° de esporos indígenas de FMA	esporos.30g de substrato ⁻¹	1,9 (± 0,78)

O experimento foi encerrado aos 30 dias após a aplicação dos tratamentos e durante esse período, os vasos foram irrigados diariamente com 150 mL de água e receberam três pulverizações de DECIS 25 CE na quantidade de 0,1 mL.L⁻¹. O material vegetal coletado da parte aérea (folha + caule) e raiz foram utilizados para as análises de crescimento (Biomassa total, Taxa assimilatória líquida e Taxa de crescimento relativo) e teores foliares de N, P, K, Ca e Mg. As raízes também foram utilizadas para determinação do volume e análise de colonização por fungos micorrízicos indígenas. Os substratos dos vasos foram peneirados em malha de 2 mm. Uma parte do substrato ainda fresco foi utilizada para a análise da atividade da fosfatase ácida e P microbiano (P_{mic}) e outra parte foi seca ao ar para determinação dos teores de nitrogênio orgânico (N_{org}), fósforo total (P_{total}), fósforo disponível (P_{disp}), fósforo orgânico (P_{org}), matéria orgânica do substrato (MOS), potássio (K), cálcio (Ca) e magnésio (Mg); pH em água e contagem de esporos de fungos micorrízicos arbusculares indígenas (FMA). As metodologias de análise desses parâmetros serão detalhadas mais adiante.

3.3. DELINEAMENTO EXPERIMENTAL.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado e os resultados analisados segundo esquema fatorial 4 (espécies) x 5 (níveis de fósforo), com quatro repetições, totalizando 80 unidades experimentais. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância, seguido de teste de comparação de médias pelo teste de Tukey a 5%, com auxílio do programa SigmaStat for Windows versão 3.10 (SYSTAT., EUA, 2004).

Cada unidade experimental foi constituída de uma planta cultivada em 3 kg de substrato, acondicionada em vasos plásticos pretos e submetidos aos diferentes tratamentos.

Paralelamente aos tratamentos aplicados, foram usados vasos contendo apenas o substrato com seus respectivos níveis de fósforo (controle), com a finalidade de evidenciar o efeito do cultivo dessas leguminosas sobre a atividade da fosfatase ácida induzida pela rizosfera e sobre as transformações bioquímicas nos substratos.

3.4. VARIÁVEIS ANALISADAS.

3.4.1. Determinação dos teores de nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca) e magnésio (Mg) nos tecidos foliares.

Amostras em duplicata de aproximadamente 0,100g de tecido foliar seco e moído foram digeridas com 2,0 mL de ácido sulfúrico concentrado, em bloco digestor, a 280°C durante 60 minutos. Após esta fase, a mistura foi resfriada e adicionada a ela 1,0 mL de H₂O₂. Em seguida, o tubo foi novamente para o bloco digestor para a evaporação da água presente na solução. Esta fase foi repetida até a obtenção de uma solução límpida, o que caracterizou a digestão total da matéria orgânica. Após esta fase as amostras foram diluídas até o volume de 50 mL.

Os teores de nitrogênio foram estimados colorimetricamente, através da reação com nitroprussiato de sódio, em meio alcalino, segundo a metodologia descrita por Mulvaney (1996). Os teores de fósforo foram determinados colorimetricamente pela reação do azul de molibdênio descrita por Murphy-Riley (1962). Os teores de potássio foram determinados através de um fotômetro de chama marca Analyser modelo 910M (SALINAS e GARCIA, 1985). Os teores de cálcio e magnésio foram determinados por espectrofotometria de absorção atômica (EMBRAPA, 1999).

3.4.2. Análises de crescimento.

Para a análise de crescimento, foram determinadas a biomassa total e área foliar de cada espécie no início da imposição dos tratamentos (tempo zero) e no final do experimento (30 dias). Nos tempos zero e 30 dias após os tratamentos, foram separadas quatro plantas de cada espécie e de cada tratamento, cortadas a altura do coleto e posteriormente postas para secar em estufa a 65°C até o peso constante.

A partir dessas plantas foram determinados o peso da matéria seca em balança analítica e a área foliar. A área foliar foi obtida pelo método do uso de áreas conhecidas de lâminas foliares, retirando-se 10 discos foliares de cada planta com diâmetro conhecido (1 cm) e posteriormente postos para secar em estufa a 65°C até o peso constante. A partir da área dos discos (Ad), do peso de massa seca das folhas (Pf) e do peso de massa seca dos discos (Pd), a área foliar total foi determinada usando a equação segundo Benincasa (2003) eq. (1):

$$A = \frac{Ad(Pd + Pf)}{Pd} \quad \text{Equação (1)}$$

onde:

A = área foliar total

Ad = área foliar dos discos

Pd = peso seco dos discos

Pf = peso seco das folhas

Através das determinações da massa seca total e área foliar, foram obtidas a taxa de crescimento Relativo (TCR) eq. (2) e a taxa assimilatória líquida (TAL) eq. (3), segundo HUNT (1978) eqs. (2) e (3).

$$TCR_{(g \cdot g^{-1} \cdot d^{-1})} = \frac{(\ln W_1 - \ln W_0)}{(t_1 - t_0)} \quad \text{Equação (2)}$$

$$TAL_{(g \cdot m^{-2} \cdot d^{-1})} = \frac{(W_1 - W_0)}{(t_1 - t_0)} \cdot \frac{(\ln S_1 - \ln S_0)}{(S_1 - S_0)} \quad \text{Equação (3)}$$

onde:

W_0 = biomassa total no tempo zero (t_0)

W_1 = biomassa total após 30 dias (t_1)

S_0 = área foliar total no tempo zero (t_0)

S_1 = área foliar total após 30 dias (t_1)

ln = logaritmo Neperiano

3.4.3. Determinação do volume total das raízes (VTR).

Os sistemas radiculares das plantas foram lavados com água corrente e secos superficialmente em papel toalha e medidos os seus volumes em proveta com água comum pelo processo de deslocamento da coluna de líquidos usando-se uma proveta graduada. Logo após, as raízes foram colocadas em sacos de papel e secas em estufa a 65°C até peso constante.

3.4.4. Análise de nitrogênio orgânico (N_{org}) no substrato

Para a análise do nitrogênio orgânico, foram utilizadas amostras de aproximadamente 0,5 g do substrato, peneirado em malha de 2 mm e seco ao ar, no qual foi determinado pelo método de Kjeldahl, onde o NH_4^+ produzido na digestão sulfúrica é destilado por arraste de vapor em meio fortemente alcalino (EMBRAPA, 1999). Foram pesadas, paralelamente, amostras de 1g de substrato, que foram secadas em estufa a 105° C por 48 horas, para correção de umidade.

3.4.5 Análise de fósforo disponível do substrato (Membrana aniônica BDH).

Foram pesadas amostras em duplicata de aproximadamente 1 g de substrato seco e peneirado em tubos de centrífuga de polipropileno de 50 mL. Adicionou-se 30 mL de água destilada nos tubos e em seguida foram colocadas duas membranas aniônicas (BDH, anion exchange membrane, 1,5 x 3,0 cm) em cada tubo, que posteriormente foram submetidos a agitação lenta por 16 horas.

Após agitação, as membranas foram retiradas e colocadas em frascos de plásticos com 30 mL de HCl 0,5 M e foram agitadas por 2 horas. Alíquotas de 5 mL foram analisadas pelo método colorimétrico de Murphy-Riley (1962). Segundo Raij et al., (1982), a utilização de extratores ácidos, tais como Mehlich-1, não são indicados quando se utiliza a aplicação

recente de fosfatos naturais, porque tendem a superestimar a disponibilidade de P para as plantas, isto é, são capazes de extrair P ainda não solubilizado dos fosfatos naturais.

3.4.6 Análise do fósforo da biomassa microbiana (P_{mic}).

A análise do fósforo da biomassa microbiana foi realizada a partir do método descrito por Lajtha et al. (1999). Foram pesados dois lotes de amostras de substrato (cerca de 1g de substrato) fresco e peneirado em tubos de centrífuga de 30 mL, identificados como fumigados (F) e não fumigados (NF). Foram adicionados aos tubos 30 mL de água destilada e duas membranas aniônicas (BDH, anion exchange membrane, 1,5 x 3,0 cm) em cada tubo, que posteriormente foram submetidos a agitação lenta por 16 horas. Após esse período as membranas foram removidas (lavadas cuidadosamente com água destilada para remover o excesso de substrato). Os tubos foram equilibrados e centrifugados a 10.000 r.p.m. por cinco minutos. O sobrenadante foi descartado e as amostras identificadas com F foram fumigadas com clorofórmio por 24 horas. Após a fumigação, foram adicionadas às amostras F e NF, 30 mL de NaHCO_3 0,5M e posteriormente agitadas por 16 horas e centrifugadas a 10.000 r.p.m. por cinco minutos (como descrito anteriormente). O sobrenadante foi utilizado para a quantificação de P microbiano. Para a análise colorimétrica do P_{mic} foi realizada previamente uma digestão do sobrenadante com $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ e posteriormente quantificado pelo método de Murphy-Riley (1962). Para o cálculo do P da biomassa microbiana foi adotada a fórmula descrita na eq. (4):

$$\mu\text{g P} = [(PTNF)-(PTF)]/Kp \quad \text{Equação (4)}$$

onde:

$PTNF$ = Fósforo total do substrato não fumigado

PTF = Fósforo total do substrato fumigado

Kp = Coeficiente da eficiência de extração do P (P liberado durante a lise dos microorganismos nas amostras fumigadas). O coeficiente usado foi $Kp = 0.4$ (BROOKES et al., 1982).

3.4.7. Análise de fósforo orgânico (P_{org}) e matéria orgânica do substrato (MOS).

Foram pesadas amostras de aproximadamente 1g de substrato em cápsulas de porcelana que foram submetidas a aquecimento lento em mufla até 550° C. Depois de resfriadas, as cápsulas de porcelana foram pesadas e por diferença de peso obteve-se o

conteúdo de matéria orgânica do substrato (MOS). O substrato das cápsulas foram transferidos para tubos de centrífuga de 30 mL, onde adicionou-se 25 mL de H₂SO₄ 0,5 M e foram submetidos a agitação lenta durante 16 horas.

Após esse período, os tubos foram centrifugados a 10.000 r.p.m (aproximadamente 11.000 x g) por 15 minutos. Amostras paralelas de aproximadamente 1g também foram pesadas e colocadas em tubos de centrífuga de 30 mL, onde também foram agitadas por 16h e centrifugadas. A determinação do fósforo orgânico foi obtida pela diferença do teor de fósforo não submetido à incineração e do teor de fósforo submetido à incineração. Todos os teores foram obtidos através do método colorimétrico de Murphy-Riley (1962).

3.4.8. Análises de fósforo total (P total), potássio (K), cálcio (Ca) e magnésio (Mg) do substrato.

Amostras em duplicata de aproximadamente 0,5 g do substrato seco e peneirado foram digeridas com 2,0 mL de ácido sulfúrico concentrado, em bloco digestor, a 280°C durante 60 minutos. Após esta fase, a mistura foi resfriada e adicionada a ela 1,0 mL de H₂O₂. Em seguida, o tubo foi novamente para o bloco digestor para a evaporação da água presente na solução. Esta fase foi repetida até a obtenção de uma solução límpida, o que caracterizou a digestão total da matéria orgânica. Após esta fase as amostras foram diluídas até o volume de 50 mL.

Os teores de fósforo total foram determinados pelo método colorimétrico de Murphy & Riley (1962). Para a determinação dos teores de potássio no substrato, foram utilizados os mesmos extratos obtidos da digestão sulfúrica, utilizando um fotômetro de chama marca Analyser Modelo 910M (SALINAS; GARCIA, 1985). Os teores de cálcio e magnésio foram determinados por espectrofotometria de absorção atômica (EMBRAPA, 1999).

3.4.9. Análise do carbono da biomassa microbiana (C_{mic}).

Para a análise do carbono da biomassa microbiana do solo foi utilizado o método da fumigação-extração que analisa a biomassa microbiana extraível em solução aquosa de K₂SO₄ 0,5 M. Foram utilizados dois lotes de amostras de 30g de solo fresco em duplicata, onde um lote (fumigado) foi colocado em placas de petri e fumigado com clorofórmio em dessecador sob vácuo por 72 horas, que além de matar, lisa as células microbianas liberando o citoplasma para o solo, permitindo a extração do C do solo (VANCE et al., 1987). Tanto as amostras

fumigadas quanto as não fumigadas foram colocadas em frascos de plástico e submetidas à extração com K_2SO_4 0,5M por 24 horas sob agitação constante. Após agitação, os extratos foram centrifugados a 10.000 r.p.m em centrífuga refrigerada e o sobrenadante coletados em frascos de polietileno. Os extratos obtidos (fumigados e não fumigados) foram submetidos a digestão com solução de dicromato de potássio em meio ácido e quantificado colorimetricamente pelo método de Baker (1976). Os resultados foram expressos em $\mu g C.g^{-1}$ de substrato.

3.4.10. Atividade da fosfatase ácida.

Para a quantificação da atividade da fosfatase ácida, foram utilizados substratos frescos e peneirados a 2 mm tanto dos tratamentos com planta, quanto para o controle sem planta. Através da diferença entre a atividade enzimática nos tratamentos com planta pela atividade enzimática no controle sem planta obteve-se a atividade da fosfatase ácida da rizosfera próxima, analisando-se desta forma, apenas a atividade enzimática induzida pela planta.

A atividade da fosfatase ácida foi determinada pelo método de Eivazi & Tabatabai (1977) e se baseia na determinação do *p*-Nitrofenol formado após a incubação do substrato com *p*-Nitrofenil Fosfato por 1 hora a 37°C.

3.4.11. Análise de pH do substrato.

O pH das amostras de substrato seco ao ar foi determinado com um eletrodo combinado, em um equipamento TECNAL – TEC - 3MP em suspensão com água destilada (1:2,5) (EMBRAPA, 1997).

3.4.12. Análise da colonização por fungos micorrízicos indígenas.

A determinação da colonização micorrízica foi realizada segundo método de Philips & Hayman (1970), no qual se faz o clareamento das raízes pelo aquecimento em solução de KOH a 10%, seguido da acidificação com HCl 2% e coloração com azul de tripano a 0,01%. A quantificação da colonização micorrízica foi feita pela observação da presença de estruturas fúngicas dentro das raízes, na região do córtex, através de microscópio ótico. Foram utilizados 20 fragmentos de 1 cm cada e o resultado foi expresso em n° de colonização por centímetro de raiz (GIOVANETTI; MOSSE, 1980).

3.4.13. Quantificação de esporos indígenas de FMA.

A determinação do número de esporos de FMA foi realizada após extração dos mesmos em 30g de substrato pelo método do peneiramento úmido, seguido de centrifugação em sacarose a 70% e contados com auxílio de uma placa de petri quadriculada (1cm) e microscópio ótico (GERDEMAN; NICOLSON, 1963).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. TEORES DE MACRONUTRIENTES (N, P, K, Ca e Mg) NO TECIDO FOLIAR.

Os teores foliares de macronutrientes são mostrados na tabela 3. Foi observado que as leguminosas *Crotalaria juncea*, *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram os maiores teores de N (10,3 a 19,9 g.kg⁻¹, 12,0 a 18,4 g.kg⁻¹ e 9,7 a 17,5 g.kg⁻¹, respectivamente), diferenciando significativamente da *Mucuna aterrima* (p < 0,05), onde foram observados os menores teores de N (6,2 a 7,6 g.kg⁻¹). Nas três primeiras leguminosas foi observado também um decréscimo nos teores de N (p < 0,05) na medida em que as plantas se desenvolveram induzidas pelo aumento da dose de P, enquanto que na *Mucuna aterrima* não foi observada diferença significativa.

Foram observados aumentos crescentes dos teores de P nas leguminosas estudadas (p < 0,05) na medida em que aumentou a adubação fosfatada. Entretanto, na ausência de adubação não foi observada diferenças significativas entre as espécies. Porém nas doses mais elevadas, as espécies *Crotalaria juncea*, *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram os maiores teores foliares de P (3,5 a 3,9 g.kg⁻¹, 3,6 a 4,2 g.kg⁻¹, 2,6 a 4,2 g.kg⁻¹, respectivamente) em relação à *Mucuna aterrima* (1,8 a 2,0 g.kg⁻¹). Entretanto, foi observado também uma redução dos teores de P nas espécies *Pueraria phaseoloides* e *Cajanus cajan* a doses mais elevadas, o que não se observou nas demais espécies.

As espécies *Pueraria phaseoloides* e *Crotalaria juncea* apresentaram significativamente (p < 0,05) os maiores teores foliares de K (11,4 a 14,9 g.kg⁻¹, 9,4 a 15,5 g.kg⁻¹, respectivamente), seguidas do *Cajanus cajan* (8,2 a 11,3 g.kg⁻¹). Esses teores diminuíram com o desenvolvimento da planta. Porém, a *Mucuna aterrima* apresentou os teores mais baixos de K (4,5 a 5,2 g.kg⁻¹), não apresentando diferença significativa com o aumento da dosagem de P₂O₅.

Observaram-se aumentos crescentes nos teores foliares de Ca^{++} em todas as leguminosas estudadas na medida em que se aumentou a adubação. Isso se deve ao fato do fosfato natural utilizado apresentar alto teor de Ca^{++} (32%). No entanto, verificou-se que a *Crotalaria juncea* apresentou significativamente ($p < 0,05$) os maiores teores de Ca^{++} em relação às outras espécies.

Os teores foliares de Mg apresentaram um comportamento semelhante aos teores de K, onde se destacaram as espécies *Pueraria phaseoloides* e *Crotalaria juncea* com os maiores teores foliares.

De modo geral, a maior absorção de Ca^{++} (*Crotalaria juncea*) e K (*Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides*) ocorreram provavelmente pela maior liberação de ácidos orgânicos pelas raízes dessas espécies e conseqüentemente maior liberação de cátions para a solução do substrato (BOLAN et al., 1997).

Resultados semelhantes foram encontrados por Silva et al. (2002) e Borkert et al. (2003), quando analisaram os teores de nutrientes na biomassa aérea de algumas espécies e cobertura de solo, inclusive as espécies *Mucuna aterrima* e *Cajanus cajan*.

Foram observadas, de um modo geral, diminuições dos teores de nitrogênio nas leguminosas estudadas com o aumento da adubação com fosfato de rocha. Segundo Fernandes et al. (2003), estudando as características químicas da matéria seca de adubos verdes em resposta a aplicação de calcário e ao fósforo, observaram uma diminuição dos teores foliares de N em função da calagem, enquanto que os acúmulos aumentaram. Tais resultados se justificaram pelo aumento da produção de matéria seca das raízes, principalmente nas mucunas. Com base nesses resultados, os decréscimos dos teores foliares de N observados nas leguminosas estudadas tenham ocorrido provavelmente em decorrência do aumento de pH do substrato causado pela grande quantidade de cálcio (Ca) contida no fosfato natural utilizado e da ausência de adubação nitrogenada neste experimento.

Tabela 3. Teores de nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca) e Magnésio (Mg) dos tecidos foliares das leguminosas cultivadas com vários níveis de adubação fosfatada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

	P₂O₅ kg.ha ⁻¹	<i>Mucuna</i> <i>aterrima</i>	<i>Cajanus</i> <i>cajan</i>	<i>Crotalaria</i> <i>juncea</i>	<i>Pueraria</i> <i>phaseoloides</i>
N g.Kg ⁻¹	0	7,6 (± 0,6) B a	18,4 (± 1,4) A a	19,9 (± 1,1) A a	17,5 (± 3,4) A a
	46	7,3 (± 1,4) C a	18,2 (± 1,9) A a	13,5 (± 1,8) B b	13,2 (± 0,8) B bd
	92	7,3 (± 1,7) C a	15,5 (± 1,4) A ab	12,3 (± 2,1) B b	14,2 (± 1,0) BA ab
	183	6,2 (± 0,7) C a	14,1 (± 2,6) A bc	10,6 (± 0,7) B b	9,7 (± 0,9) B c
	366	7,2 (± 1,1) B a	12,0 (± 2,7) A c	10,3 (± 1,3) AB b	10,0 (± 2,0) AB cd
P g.Kg ⁻¹	0	1,1 (± 0,1) A b	1,3 (± 0,1) A d	1,4 (± 0,2) A c	1,6 (± 0,1) A c
	46	1,3 (± 0,1) B ab	2,6 (± 0,6) A c	2,6 (± 0,4) A b	2,4 (± 0,3) A b
	92	1,3 (± 0,3) B b	3,0 (± 0,6) A bc	3,4 (± 0,4) A ab	2,8 (± 0,5) A b
	183	1,8 (± 0,2) B ab	4,2 (± 0,3) A a	3,5 (± 0,2) A a	4,2 (± 0,6) A a
	366	2,0 (± 0,3) C a	3,6 (± 0,3) B b	3,9 (± 0,4) A a	2,6 (± 0,3) C b
K g.Kg ⁻¹	0	5,2 (± 0,6) C a	8,2 (± 1,2) B b	15,5 (± 1,3) A a	14,9 (± 1,5) A a
	46	5,0 (± 1,3) B a	11,3 (± 1,2) A a	10,0 (± 0,8) A b	12,1 (± 1,4) A ab
	92	4,8 (± 0,6) C a	11,1 (± 1,0) B a	9,4 (± 1,5) B b	14,8 (± 0,7) A a
	183	4,5 (± 0,6) C a	11,1 (± 1,6) AB a	10,0 (± 0,5) B b	13,2 (± 1,6) A ab
	366	4,8 (± 0,2) B a	9,7 (± 0,8) A ab	9,7 (± 0,8) A b	11,4 (± 1,8) A b
Ca g.Kg ⁻¹	0	4,7 (± 0,7) C c	7,3 (± 0,9) B a	10,3 (± 0,4) A c	4,9 (± 0,9) C b
	46	5,9 (± 1,2) B bc	7,1 (± 1,2) B a	10,8 (± 0,8) A c	5,9 (± 0,6) B ab
	92	6,7 (± 1,1) B ab	7,7 (± 0,2) B a	11,5 (± 1,3) A bc	6,0 (± 0,7) B ab
	183	8,1 (± 0,8) B a	7,8 (± 0,2) B a	12,8 (± 1,2) A ab	6,9 (± 1,3) B a
	366	8,4 (± 0,7) B a	8,5 (± 1,5) B a	14,0 (± 1,3) A a	5,5 (± 1,4) C ab
Mg g.Kg ⁻¹	0	2,2 (± 0,4) C a	3,7 (± 0,3) AB a	2,9 (± 0,2) BC a	4,3 (± 0,8) A a
	46	2,2 (± 0,2) C a	2,7 (± 0,2) BC b	3,1 (± 0,2) AB a	3,8 (± 0,8) A ab
	92	2,4 (± 0,3) C a	2,7 (± 0,1) BC b	3,2 (± 0,4) AB a	3,6 (± 0,4) A ab
	183	2,3 (± 0,1) B a	2,2 (± 0,1) B b	3,6 (± 0,4) A a	3,6 (± 0,5) A ab
	366	2,1 (± 0,3) A a	2,1 (± 0,1) B b	2,9 (± 0,9) A a	2,9 (± 0,9) A b

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na horizontal (entre as espécies) e minúscula na vertical (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).

4.2. MATÉRIA ORGÂNICA, pH E MACRONUTRIENTES DO SUBSTRATO.

Os resultados de pH, matéria orgânica (M.O.), nitrogênio (N), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg), fósforo microbiano (P_{mic}), fósforo disponível (P_{disp}), fósforo orgânico (P_{org}) e fósforo total (P_{total}) são mostrados na tabela 4.

Foi observado que no tratamento sem adubação ($0 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1} \text{ P}_2\text{O}_5$), os substratos cultivados com as espécies *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram os menores valores de pH (5,1; 5,0 e 5,0, respectivamente) em relação ao substrato cultivado com *Mucuna aterrima* (pH = 5,3). Este fato se deve provavelmente pela maior liberação de ácidos orgânicos liberados pela rizosfera dessas espécies e/ou pela captação do excesso de cátions sobre ânions (BOLAN et al.,1997). Entretanto foi observado um aumento de pH proporcional à dose aplicada, provavelmente devido ao aumento do teor de cálcio (FERNANDES et al., 2003).

Não foi observada diferença significativa no teor de matéria orgânica (M.O.) nos substratos cultivados com as leguminosas, que variou entre 24,0 e 28,4 $\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}$. Este fato se deve provavelmente a falta de incorporação de material vegetal proveniente das leguminosas ao substrato.

Foi observada, no tratamento com dose mais elevada de P, uma redução significativa ($p < 0,05$) nos teores de fósforo microbiano (P_{mic}) nos substratos cultivados com *Pueraria phaseoloides*, *Crotalaria juncea* e *Cajanus cajan* (8,7 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$; 9,6 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ e 10,2 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, respectivamente) em relação ao substrato da *Mucuna aterrima* (15,3 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$). Essas espécies mostraram ser mais eficientes em mobilizar o P da biomassa microbiana, principalmente a *Pueraria phaseoloides*, que apresentou também nas doses mais baixas uma leve tendência, porém não significativa, de mobilizar mais o P_{mic} .

Os substratos cultivados com as espécies *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram teores mais elevados de P_{disp} (16,3 e 16,2 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, respectivamente) no tratamento com maior dose de P, quando comparadas com a *Mucuna aterrima* e *Crotalaria juncea*. (14,0 e 14,1 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, respectivamente), entretanto essa menor quantidade de P_{disp} se deve a sua maior absorção de P. Podemos observar também que esses mesmos substratos (*Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides*) apresentaram os menores teores de P_{org} , no mesmo tratamento (63,9 e 66,4 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, respectivamente) em relação às espécies restantes (*Mucuna*

aterrima e *Crotalaria juncea*) (84,6 e 78,6 mg.kg⁻¹, respectivamente). Esses resultados indicam que essas espécies possuem um grande potencial solubilizador da rizosfera, pela acidificação do substrato e conseqüentemente do fosfato de rocha.

Não foi observada diferença significativa em relação ao teor de fósforo total (P_{total}) entre as espécies estudadas. Entretanto, observou-se um aumento de P_{total} no substrato em decorrência do aumento das doses de fosfato de rocha aplicadas.

Tabela 4. Valores de pH, teores de matéria orgânica (M.O.) e macronutrientes dos substratos cultivados com leguminosas submetidas à adubação fosfatada com fosfato natural. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005. (Continua)

	P_2O_5 kg.ha ⁻¹	<i>Mucuna aterrima</i>	<i>Cajanus cajan</i>	<i>Crotalaria juncea</i>	<i>Pueraria phaseoloides</i>
pH H ₂ O	0	5,3 (± 0,7) A ab	5,1 (± 0,2) B b	5,0 (± 0,1) B c	5,0 (± 0,1) B b
	46	5,2 (± 0,1) A b	5,2 (± 0,1) A b	5,3 (± 0,1) A b	5,3 (± 0,1) A ab
	92	5,4 (± 0,1) A ab	5,2 (± 0,2) A ab	5,4 (± 0,2) A ab	5,4 (± 0,2) A ab
	183	5,4 (± 0,1) A ab	5,5 (± 0,2) A a	5,6 (± 0,1) A a	5,5 (± 0,1) A ab
	366	5,6 (± 0,1) AB a	5,4 (± 0,2) B a	5,6 (± 0,1) AB a	5,7 (± 0,2) A a
M.O. (g.Kg ⁻¹)	0	25,8 (± 3,8) A a	23,4 (± 2,4) A a	25,2 (± 1,6) A a	28,4 (± 4,5) A a
	46	27,1 (± 2,8) A a	26,4 (± 2,7) A a	25,9 (± 2,9) A a	27,0 (± 4,7) A a
	92	25,4 (± 2,2) A a	24,9 (± 3,7) A a	24,2 (± 0,2) A a	28,3 (± 1,8) A a
	183	27,4 (± 2,3) A a	22,1 (± 1,5) A a	24,1 (± 1,9) A a	26,2 (± 3,9) A a
	366	27,4 (± 4,7) A a	25,0 (± 0,8) A a	24,7 (± 3,6) A a	24,0 (± 1,0) A a
N (mg.Kg ⁻¹)	0	720,8 (± 108,2) A a	731,0 (± 77,5) A a	757,7 (± 36,0) A a	726,0 (± 102,5) A a
	46	727,3 (± 109,4) AB a	738,3 (± 32,5) AB a	808,4 (± 44,3) A a	623,7 (± 31,4) B a
	92	628,1 (± 59,3) B a	703,5 (± 54,4) AB a	836,9 (± 42,9) A a	591,5 (± 120,4) B a
	183	699,0 (± 94,9) AB a	656,6 (± 62,7) AB a	753,9 (± 81,8) A a	574,5 (± 77,4) B a
	366	689,5 (± 135,8) AB a	719,5 (± 105,5) A a	551,4 (± 41,5) B b	628,8 (± 77,0) AB a
K (mg.Kg ⁻¹)	0	63,1 (± 3,6) C b	91,5 (± 4,6) B a	115,8 (± 17,2) A a	98,1 (± 12,0) AB a
	46	84,4 (± 13,7) A ab	81,1 (± 10,1) A a	101,3 (± 16,2) A ab	97,5 (± 12,6) A a
	92	82,6 (± 11,5) A ab	81,2 (± 12,7) A a	89,7 (± 2,9) A b	86,4 (± 11,3) A a
	183	89,0 (± 13,9) A a	84,1 (± 10,3) A a	89,9 (± 3,0) A b	82,3 (± 16,7) A a
	366	75,9 (± 13,6) B ab	89,5 (± 2,7) AB a	101,7 (± 12,1) A ab	91,4 (± 2,6) AB a
Ca (mg.Kg ⁻¹)	0	28,7 (± 2,9) B d	39,2 (± 2,4) AB c	41,6 (± 2,1) A c	34,7 (± 3,3) AB d
	46	37,5 (± 4,9) A cd	46,7 (± 3,2) A c	45,1 (± 6,0) A c	43,0 (± 4,7) A d
	92	44,0 (± 6,0) A c	47,8 (± 5,8) A c	50,4 (± 5,1) A c	55,8 (± 5,7) A cd
	183	71,0 (± 8,0) A b	70,6 (± 6,0) A b	73,6 (± 7,2) A b	78,8 (± 10,8) A b
	366	116,8 (± 9,6) B a	131,3 (± 13,8) A a	118,9 (± 2,7) AB a	128,9 (± 11,6) AB a

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na horizontal (entre as espécies) e minúscula na vertical (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).

Tabela 4. Valores de pH, teores de matéria orgânica (M.O.) e macronutrientes dos substratos cultivados com leguminosas submetidas à adubação fosfatada com fosfato natural. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005. (Continuação)

	P_2O_5 kg.ha ⁻¹	<i>Mucuna aterrima</i>	<i>Cajanus cajan</i>	<i>Crotalaria juncea</i>	<i>Pueraria phaseoloides</i>
Mg (mg.Kg ⁻¹)	0	82,2 (± 4,5) B ab	77,5 (± 2,7) B ab	103,7 (± 9,4) A a	100,3 (± 9,2) A a
	46	103,3 (± 6,7) AB a	97,5 (± 3,0) B a	104,2 (± 5,3) A a	90,3 (± 3,2) B ab
	92	89,1 (± 3,9) AB ab	88,6 (± 4,5) AB ab	96,9 (± 4,5) A a	82,6 (± 6,7) B b
	183	91,1 (± 2,2) A ab	73,9 (± 2,5) B b	96,7 (± 4,8) A a	96,2 (± 7,6) A a
	366	73,3 (± 6,1) B b	89,5 (± 5,1) A ab	93,4 (± 8,2) A a	97,9 (± 10,1) A a
P_{mic} (mg.Kg ⁻¹)	0	1,6 (± 0,2) A d	1,3 (± 0,3) AB d	0,8 (± 0,3) B d	1,0 (± 0,3) AB c
	46	3,6 (± 0,2) A cd	3,1 (± 0,3) A cd	2,5 (± 0,9) A cd	2,7 (± 0,5) A bc
	92	5,2 (± 1,1) A bc	5,1 (± 0,7) A bc	4,9 (± 1,3) A bc	3,3 (± 0,2) A bc
	183	7,1 (± 1,8) A b	7,2 (± 0,4) A b	6,0 (± 0,6) A b	5,0 (± 1,5) A b
	366	15,3 (± 4,5) A a	10,2 (± 1,4) B a	9,6 (± 1,8) B a	8,7 (± 1,0) B a
P_{disp} (mg.Kg ⁻¹)	0	1,8 (± 0,3) A d	1,7 (± 0,3) A d	1,5 (± 0,1) A d	1,8 (± 0,4) A d
	46	3,3 (± 0,5) A cd	3,3 (± 0,2) A d	3,7 (± 0,9) A d	3,8 (± 0,6) A d
	92	4,5 (± 0,9) B c	6,5 (± 1,1) A c	6,3 (± 0,9) A c	6,3 (± 1,1) A c
	183	9,1 (± 1,3) A b	9,5 (± 0,3) A b	9,2 (± 1,2) A b	8,7 (± 0,6) A b
	366	14,0 (± 0,9) B a	16,3 (± 0,4) A a	14,1 (± 0,8) B a	16,2 (± 0,2) A a
P_{org} (mg.Kg ⁻¹)	0	71,0 (± 3,6) A b	73,6 (± 10,5) A b	74,4 (± 1,9) A a	69,7 (± 4,4) A a
	46	75,0 (± 4,3) A b	66,9 (± 11,7) A b	74,6 (± 7,9) A a	74,7 (± 2,2) A a
	92	74,7 (± 7,7) A b	68,7 (± 9,4) A b	72,3 (± 5,9) A a	68,4 (± 9,0) A a
	183	92,5 (± 5,1) A a	91,1 (± 8,5) A a	85,8 (± 5,0) AB a	74,8 (± 7,2) B a
	366	84,6 (± 6,9) A ab	63,9 (± 10,7) C b	78,6 (± 12,9) AB a	66,4 (± 3,7) BC a
P_{total} (mg.Kg ⁻¹)	0	146,3 (± 19,2) A c	165,3 (± 18,4) A c	161,2 (± 10,3) A c	153,0 (± 6,8) A c
	46	167,1 (± 23,8) A c	172,1 (± 14,7) A c	168,4 (± 3,4) A c	160,6 (± 9,7) A c
	92	179,9 (± 17,9) A c	190,9 (± 30,3) A bc	175,7 (± 20,3) A bc	179,1 (± 18,5) A c
	183	217,7 (± 17,9) A b	211,0 (± 13,5) A b	208,1 (± 9,5) A b	224,9 (± 16,6) A b
	366	303,0 (± 18,4) A a	310,0 (± 30,2) A a	302,7 (± 12,2) A a	310,1 (± 12,1) A a

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na horizontal (entre as espécies) e minúscula na vertical (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).

4.3. ACÚMULO DE BIOMASSA TOTAL E TAXA DE CRESCIMENTO RELATIVO (TCR).

A produção de biomassa é uma característica determinante do desempenho das leguminosas utilizadas como adubo verde. Entretanto, existe uma grande variação nessa produção, conforme as condições nas quais essas leguminosas crescem (ALVARENGA et al. 1995). De acordo com as condições em que este experimento foi conduzido e com os dados obtidos de massa seca de raiz e parte aérea (Tabela 5), também se observou variações no crescimento das leguminosas estudadas (Figuras 2 e 3) e os acúmulos de biomassa dessas espécies se ajustaram a uma equação quadrática (Tabela 6). Foi observado que a *Mucuna aterrima* acumulou significativamente ($p < 0,05$) maior quantidade biomassa que as demais espécies (Figura 3A).

Tabela 5. Peso de biomassa seca da raiz, parte aérea e relação raiz:parte aérea (R:PA) das leguminosas cultivadas com vários níveis de adubação fosfatada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

	P_2O_5 kg.ha ⁻¹	<i>Mucuna aterrima</i>	<i>Cajanus cajan</i>	<i>Crotalaria juncea</i>	<i>Pueraria phaseoloides</i>
Parte Aérea (g.planta⁻¹)	0	2,91 (± 0,39) A a	0,32 (± 0,08) B	0,13 (± 0,01) B	0,06 (± 0,03) B
	46	2,71 (± 0,37) A ab	0,61 (± 0,15) B	0,83 (± 0,19) B	0,68 (± 0,21) B
	92	2,30 (± 0,42) A b	0,72 (± 0,11) B	1,06 (± 0,16) B	0,44 (± 0,22) C
	183	2,64 (± 0,28) A ab	1,03 (± 0,13) B	1,29 (± 0,08) B	0,92 (± 0,13) B
	366	2,75 (± 0,42) A ab	1,07 (± 0,13) C	1,50 (± 0,08) B	1,06 (± 0,21) C
Raiz (g.planta⁻¹)	0	1,01 (± 0,21) A a	0,25 (± 0,04) B b	0,09 (± 0,03) B b	0,04 (± 0,01) B b
	46	1,00 (± 0,32) A a	0,38 (± 0,13) B ab	0,43 (± 0,15) B a	0,29 (± 0,08) B ab
	92	0,84 (± 0,15) A a	0,52 (± 0,06) B ab	0,37 (± 0,13) B a	0,33 (± 0,07) B ab
	183	0,97 (± 0,12) A a	0,61 (± 0,16) B a	0,66 (± 0,07) B a	0,44 (± 0,06) B a
	366	1,08 (± 0,12) A a	0,50 (± 0,07) B ab	0,60 (± 0,17) B a	0,44 (± 0,16) B a
R:PA	0	0,32 (± 0,07) C a	0,78 (± 0,12) A a	0,52 (± 0,12) B a	0,66 (± 0,02) AB a
	46	0,37 (± 0,09) B a	0,71 (± 0,16) A a	0,52 (± 0,11) B a	0,45 (± 0,15) B b
	92	0,37 (± 0,05) B a	0,73 (± 0,12) A a	0,37 (± 0,05) B a	0,46 (± 0,05) B b
	183	0,37 (± 0,01) B a	0,58 (± 0,09) A ab	0,51 (± 0,03) AB a	0,48 (± 0,11) AB ab
	366	0,40 (± 0,09) A a	0,46 (± 0,05) A b	0,40 (± 0,13) A a	0,41 (± 0,11) A b

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na horizontal (entre as espécies) e minúscula na vertical (dentro da espécie) não diferem significativamente entre si ao nível de 5% (Tukey).

Tabela 6. Equações de regressão e coeficientes de determinação entre os teores de P disponível e o acúmulo total de biomassa, taxas de crescimento absoluto (TCA) e assimilatória líquida (TAL), eficiência de absorção de P (EAP), volume de raiz, nível crítico interno de P, fosfatase ácida e P microbiano (P_{mic}).

Variável	Espécie	Equação	R ²
Biomassa Total	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = 2,8797 + 0,2409x - 0,0132x^2$	0,9991
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 0,2521 + 0,2325x - 0,0091x^2$	0,9957
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = -0,3587 + 0,4143x - 0,0172x^2$	0,9995
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = -0,1778 + 0,2382x - 0,0078x^2$	0,9728
TCR	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = 0,0603 + 0,0012x - 0,0006x^2$	0,9995
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 0,0332 + 0,0151x - 0,0006x^2$	0,9969
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = -0,0296 + 0,0198x - 0,0009x^2$	0,9971
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = -0,0310 + 0,0193x - 0,0008x^2$	0,9904
TAL	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = 0,6721 + 0,0380x - 0,0022x^2$	0,9998
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 1,3871 + 0,1227x - 0,0047x^2$	0,9993
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = 0,5658 + 0,1806x - 0,0073x^2$	0,9995
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = 1,0413 + 0,1903x - 0,0079x^2$	0,9976
EAF	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = -0,2880 + 0,3180x - 0,0157x^2$	0,9991
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 8,1747 + 1,0190x - 0,0362x^2$	0,9991
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = 1,0788 + 0,9436x - 0,0325x^2$	0,9828
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = 2,4413 + 0,6570x - 0,0253x^2$	0,9914
Vol. total de raiz	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = 7,6756 + 1,4518x - 0,0527x^2$	0,9998
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 2,7926 + 0,5657x - 0,0208x^2$	0,9995
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = 0,4819 + 1,9334x - 0,0794x^2$	0,9942
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = -0,9983 + 1,372x - 0,0570x^2$	0,9973
Nível crítico interno de P	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = 74,6846 + 6,2999x - 0,3449x^2$	0,9996
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 14,8015 + 13,7433x - 0,5414x^2$	0,9980
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = -17,3128 + 19,906x - 0,8256x^2$	0,9997
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = -11,323 + 14,7927x - 0,4894x^2$	0,9865
Fosfatase ácida	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = 36,808 + 5,175e^{(-0,680x)}$	0,9992
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 46,689 + 300,878e^{(-0,193x)}$	0,9992
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = 53,782 + 613,220e^{(-0,543x)}$	0,9874
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = 72,999 + 1495,089e^{(-0,473x)}$	0,9944
P_{mic}	<i>Mucuna aterrima</i>	$Y = -0,1648 + 1,0292x$	0,9798
	<i>Cajanus cajan</i>	$Y = 0,9191 + 0,5994x$	0,9939
	<i>Crotalaria juncea</i>	$Y = -0,0394 + 0,6880x$	0,9969
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	$Y = 0,3369 + 0,5203x$	0,9972

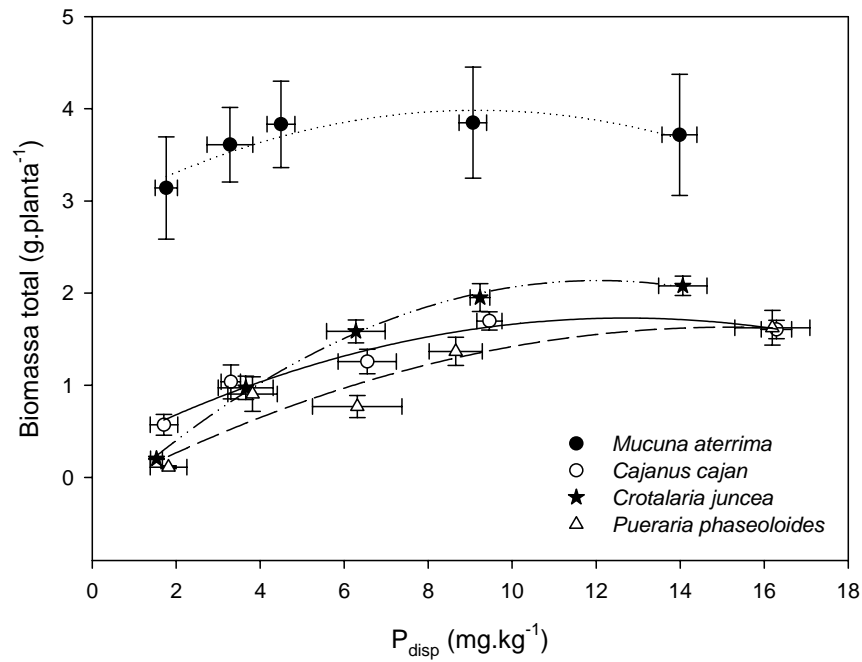


Figura 2. Acúmulo total de biomassa das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

Segundo Alvarenga et al. (1995), esse maior acúmulo de biomassa da *Mucuna aterrima* se deve ao fato dessa planta ter um crescimento inicial bastante rápido e apresentar um ciclo vegetativo relativamente curto, em relação às demais espécies, que possuem um crescimento mais lento na fase inicial e apresentam um ciclo vegetativo mais longo.

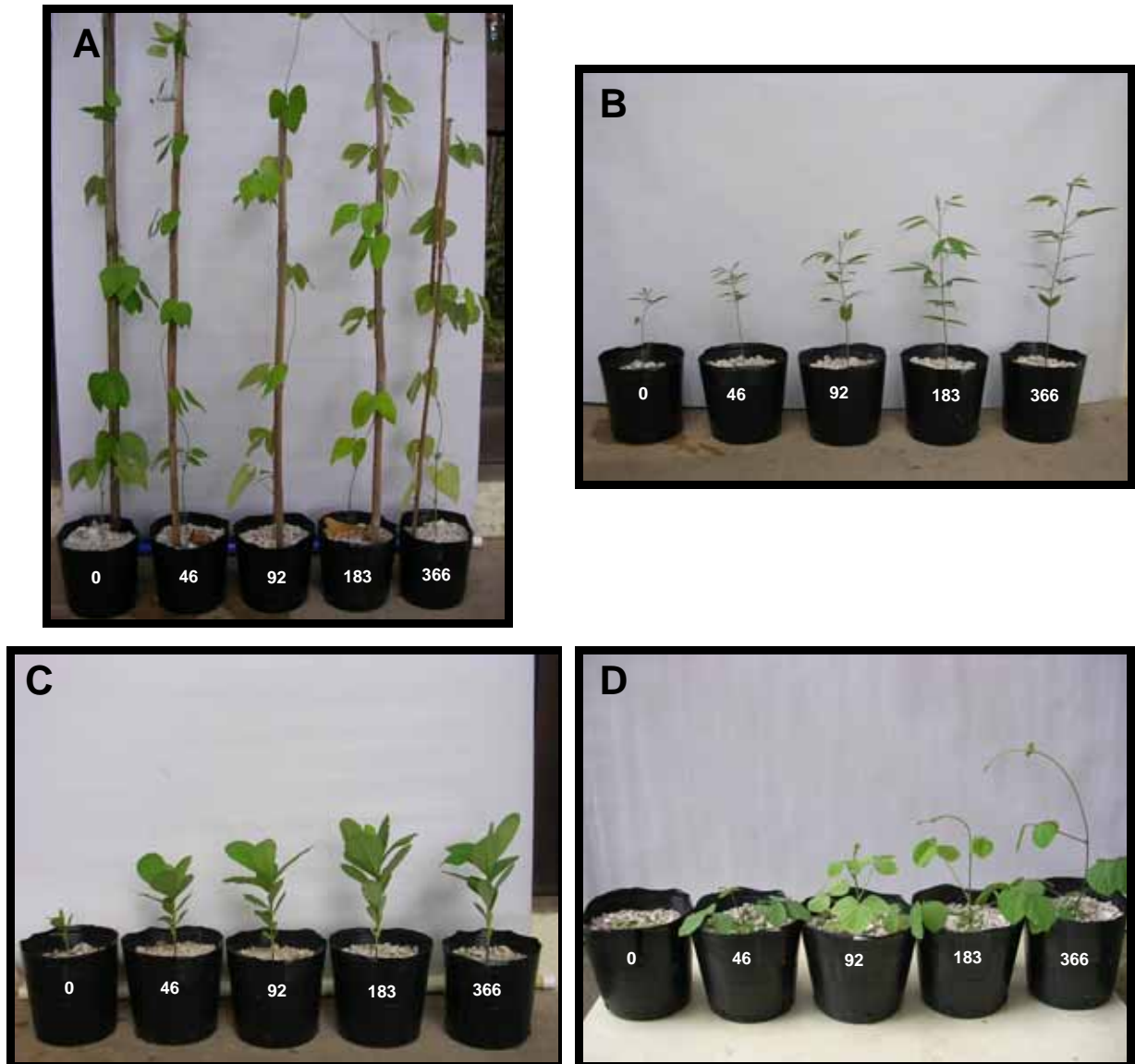


Figura 3. Efeito da adubação com fosfato natural ($\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de P_2O_5) no crescimento das espécies *Mucuna aterrima* (A), *Cajanus cajan* (B), *Crotalaria juncea* (C) e *Pueraria phaseoloides* (D). Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

A taxa de crescimento relativo (TCR) expressa o incremento na massa de matéria seca, por unidade de massa inicial, num determinado intervalo de tempo (Benincasa, 2003). Foram observados incrementos significativos ($p < 0,05$) de matéria seca nas espécies *Pueraria phaseoloides*, *Crotalaria juncea* e *Cajanus cajan* em relação à *Mucuna aterrima*, que não apresentou um incremento significativo (Figura 4). Esses resultados mostram que as três primeiras espécies são altamente susceptíveis a escassez de fósforo e que respondem significativamente quando há uma boa disponibilidade de P. Já a *Mucuna aterrima* não apresentou incremento de matéria seca com o aumento da disponibilidade de P, apesar de

possuir o maior acúmulo de biomassa (Figura 2). Novamente essas taxas melhor se ajustaram a uma equação quadrática (Tabela 6).

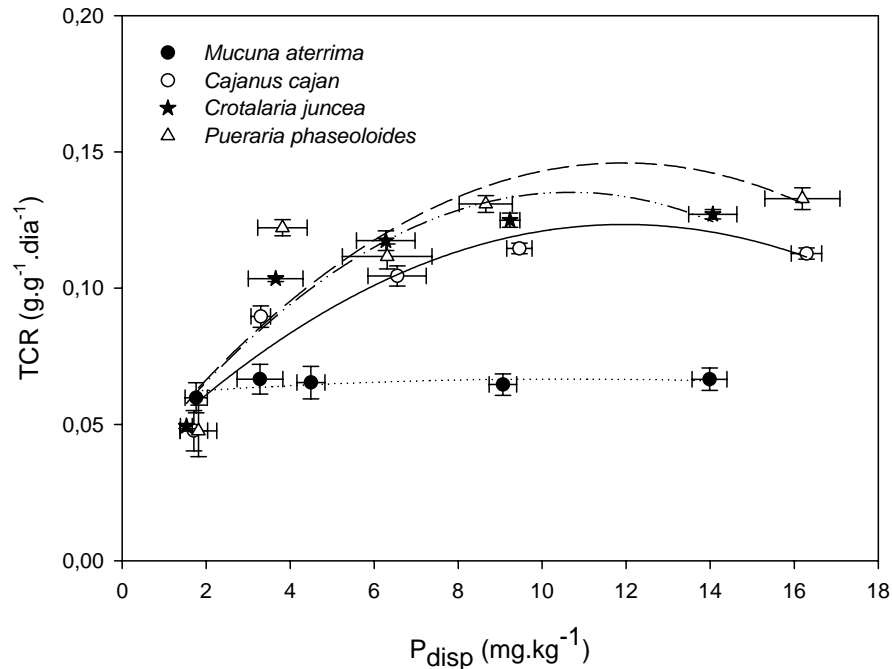


Figura 4. Taxa de Crescimento Relativo (TCR) das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

4.4. TAXA ASSIMILATÓRIA LÍQUIDA (TAL).

A taxa assimilatória líquida expressa a taxa de incremento da massa de matéria seca por unidade de área foliar existente na planta, e esta varia durante o desenvolvimento individual em relação aos fatores ambientais (LARCHER, 2000; BENINCASA, 2003). Esta taxa está relacionada com a assimilação de CO₂ e, conseqüentemente, com a produção de carboidratos, os quais são responsáveis pelo crescimento e produção de matéria seca da planta.

Foram observadas grandes variações nas TALs das leguminosas estudadas (Figura 5) e essas taxas se ajustaram a uma equação quadrática, conforme apresentada na tabela 6. As espécies *Cajanus cajan* e *Puerária phaseoloides* apresentaram as maiores taxas em todos os tratamentos em relação às espécies *Mucuna aterrima* e *Crotalaria juncea*, que apresentaram taxas mais baixas. Entretanto, à medida que se aumentou a disponibilidade de P, se observou um aumento na taxa assimilatória líquida da *Crotalaria juncea*, diferenciando-se

significativamente ($p < 0,05$) da *Mucuna aterrima*, que não apresentou uma variação significativa entre os tratamentos. No entanto, entre 9 e 10 mg.kg^{-1} de P disponível essas taxas começaram a estabilizar, chegando a 2,14 $\text{g.m}^{-2}.\text{d}^{-1}$ para o *Cajanus cajan*, 1,96 $\text{g.m}^{-2}.\text{d}^{-1}$ para a *Pueraria phaseoloides*, 1,58 $\text{g.m}^{-2}.\text{d}^{-1}$ para *Crotalaria juncea* e 0,82 $\text{g.m}^{-2}.\text{d}^{-1}$ para a *Mucuna aterrima*.

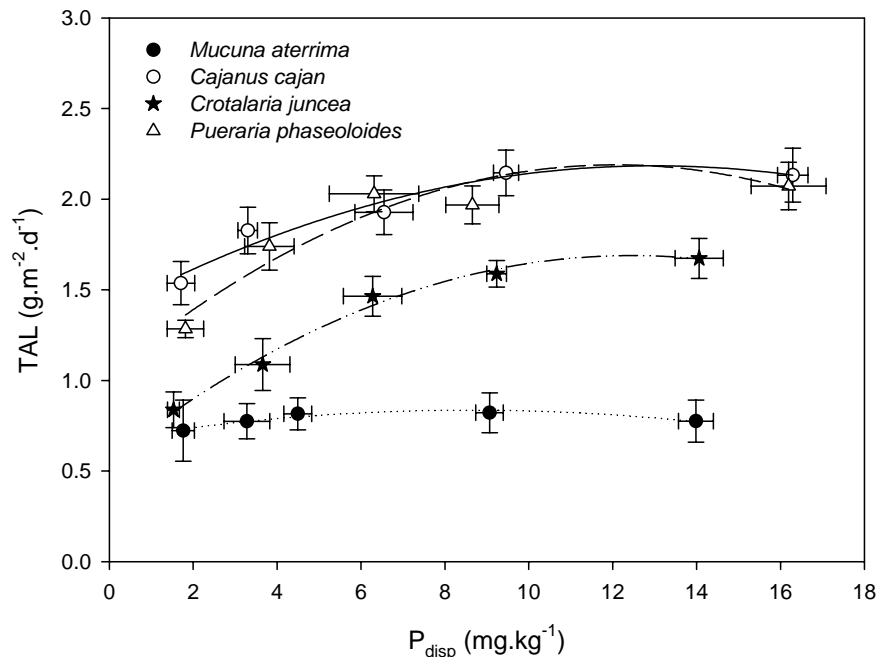


Figura 5. Taxa Assimilatória Líquida (TAL) das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

4.5. EFICIÊNCIA DE ABSORÇÃO DO FÓSFORO (EAF).

Utilizando os dados de biomassa das raízes e biomassa da parte aérea (Tabela 5) e os teores de fósforo na parte aérea, foi possível também estimar a eficiência de absorção de fósforo das espécies estudadas. Este índice avalia a eficiência da planta em absorver o fósforo disponível no solo em benefício do seu crescimento, ou seja, uma planta eficiente é capaz de produzir maior quantidade de matéria seca por unidade de fósforo absorvido, ou capaz de acumular mais fósforo quando cultivadas em baixas doses deste elemento, que depende de dois fatores principais: a eficiência de aquisição e a eficiência de utilização do nutriente (SIDDIQI; GLASS, 1981).

Com base nesses conceitos e nos dados apresentados na figura 6, podemos observar que houve grande variação na eficiência de utilização do P pelas leguminosas estudadas e

todas se ajustaram melhor a uma equação quadrática como podemos observar na tabela 6. O *Cajanus cajan* foi a leguminosa mais eficiente na absorção do P disponível no substrato adubado com fosfato de rocha, seguida da *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides*. A *Mucuna aterrima* apresentou a menor eficiência de absorção.

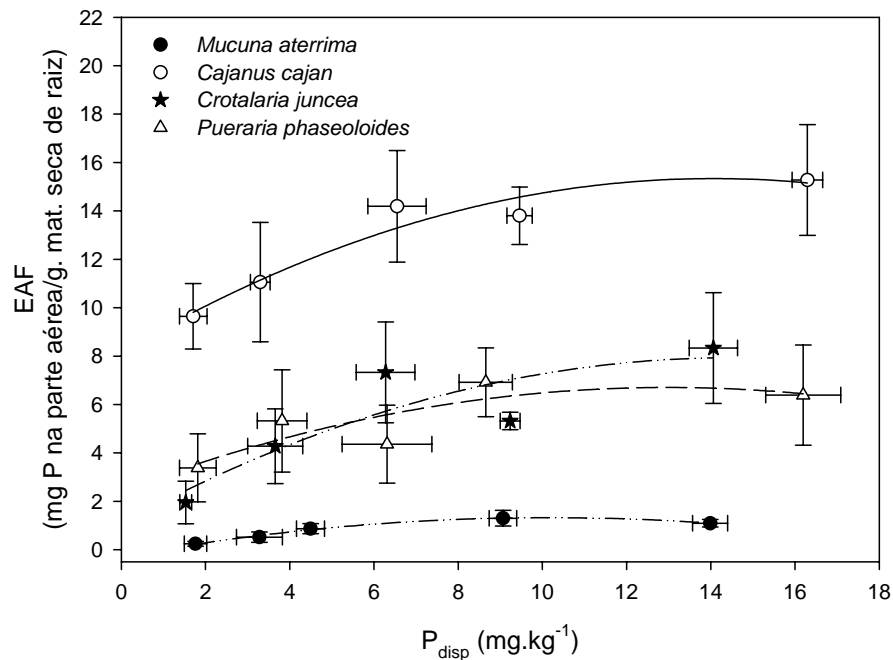


Figura 6. Eficiência de absorção de fósforo (EAF) das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

4.6. VOLUME TOTAL DE RAIZ (VTR).

Analisando o volume total do sistema radicular por elas produzido (Figura 7), observou-se uma grande variação no crescimento de raízes das leguminosas estudadas, apresentando um ajuste quadrático (Tabela 6). A espécie *Cajanus cajan*, mais eficiente na absorção de P, apresentou um dos menores volumes do sistema radicular. Tal fato indica que, apesar da menor produção de raiz por unidade de P absorvido, ele possui um sistema radicular bastante eficiente na aquisição de P de fontes pouco disponíveis. Por outro lado, a *Mucuna aterrima*, que apresentou uma menor eficiência na absorção de P, exibiu maior produção de raiz por unidade de P absorvido, sugerindo que ela precisa de um sistema radicular mais volumoso para uma aquisição de P mais eficiente através de fontes pouco solúveis.

Segundo Alvarenga et al. (1995), a *Mucuna aterrima* apresenta uma raiz pivotante bastante desuniforme e grande número de raízes secundárias com crescimento lateral

superficial. Já as demais espécies apresentam uma raiz pivotante mais agressiva e com raízes laterais em menor quantidade.

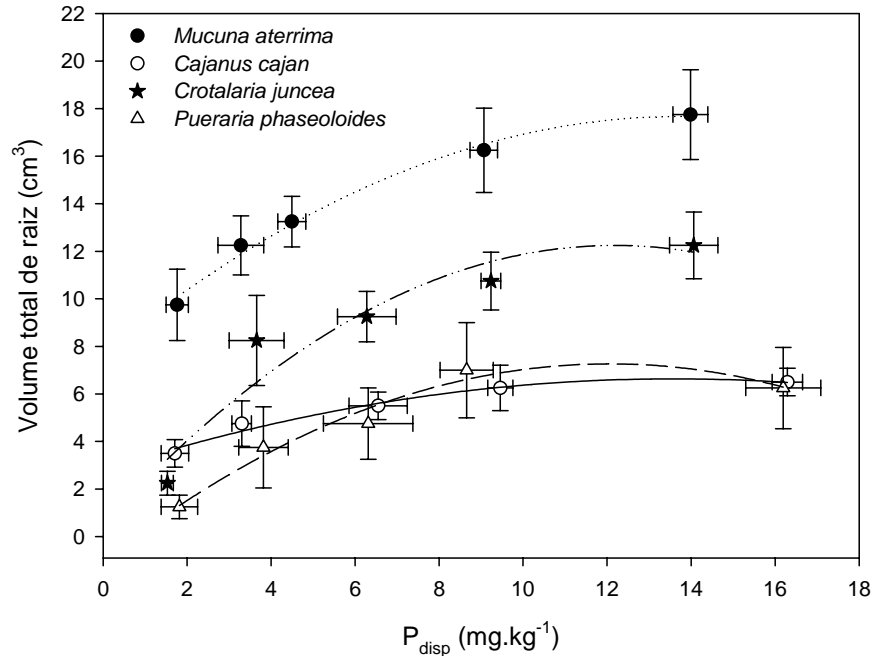


Figura 7. Volume de raiz produzido pelas leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de fósforo no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

4.7. NÍVEL CRÍTICO INTERNO DE P.

O nível crítico interno de P na planta refere-se à concentração do nutriente em determinado estágio de crescimento, capaz de assegurar uma produção de biomassa de cerca de 90% do máximo. Uma série de fatores da planta, do solo e do meio ambiente influenciam a determinação do nível crítico, tais como: idade e tecido da planta, espécies ou variedades, níveis e interação entre nutrientes, umidade do ar e do solo, temperatura e luz (CARVALHO et al., 1993).

Observou-se grande variação nos níveis críticos interno de P nas leguminosas estudadas (Figura 8) e todas apresentaram um ajuste quadrático (Tabela 6). Os resultados mostram que a *Pueraria phaseoloides*, *Crotalaria juncea* e *Cajanus cajan* apresentaram significativamente ($p < 0,05$) os maiores níveis críticos de P (10,5 mg.kg⁻¹, 8,1 mg.kg⁻¹ e 8,0 mg.kg⁻¹, respectivamente). A *Mucuna aterrima* foi a leguminosa que apresentou menor nível crítico de P (3,0 mg.kg⁻¹). Esses resultados mostram que a *Mucuna aterrima* é pouco exigente

em P, ao passo que as demais leguminosas são muito exigentes, principalmente a *Pueraria phaseoloides*.

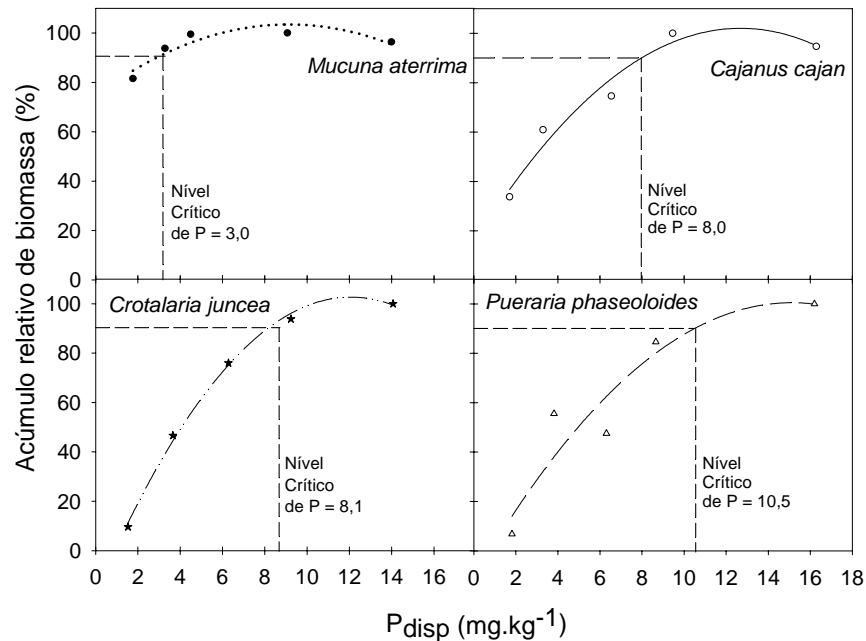


Figura 8. Nível crítico interno de P das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de P no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

4.8. ATIVIDADE DA FOSFATASE ÁCIDA DA RIZOSFERA.

Segundo Reid & Bielecki⁵ (1970, citado por FERNANDES et al., 1998) o aumento da atividade da fosfatase ácida parece ocorrer em virtude de um incremento na “síntese de novo” da enzima, cuja formação é inibida pelo íon fosfato por um mecanismo de retroinibição, ou seja, quanto maior a disponibilidade de Pi na solução do solo menor é a necessidade da planta em excretar essa enzima. Essa maior disponibilidade de P acarreta em acúmulo de P na forma inorgânica (Pi) no vacúolo, ou como polifosfatos e ácido fítico pela síntese de compostos de reserva (FERNANDES et al., 1998; SMITH et al., 2003; VANCE et al., 2003).

Observa-se na figura 9, maior atividade da fosfatase ácida nas rizosferas quando as leguminosas estudadas foram cultivadas sob menor disponibilidade de P, reduzindo essa atividade com o aumento disponibilidade de P. Por sua vez, a *Pueraria phaseoloides* apresentou significativamente ($p < 0,05$) maior atividade da fosfatase ácida em relação às

⁵ REID, M. S. M.; BIELESKI, R. L. Changes in phosphatase activity in phosphorus deficient Spirodela. **Planta**, Berlin, v.94, p. 273-284,1970.

demais espécies, seguida da *Crotalaria juncea* e *Cajanus cajan*. A espécie *Mucuna aterrima* apresentou valores bem menores que as espécies anteriores, mesmo sob deficiência e/ou baixa disponibilidade de P.

Esses resultados provavelmente se devem ao fato da *Mucuna aterrima* não ser tão exigente de P para seu crescimento, não precisando de mecanismos que disponibilize maiores quantidades de P ao substrato, entretanto, as demais espécies, altamente exigente em P, precisam de mecanismos mais eficientes lançando mão de uma alta atividade da fosfatase ácida para disponibilizar a quantidade necessária para seu crescimento.

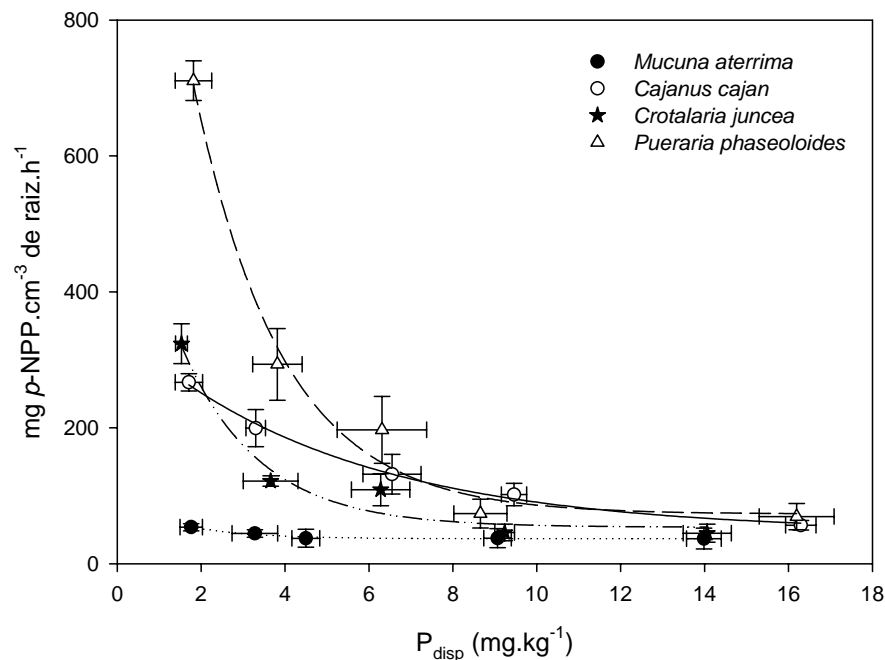


Figura 9. Atividade da fosfatase ácida induzida pela rizosfera das leguminosas estudadas em relação à disponibilidade de P no substrato. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

A menor atividade da fosfatase ácida na *Mucuna aterrima* também pode estar relacionada com a idade da planta. Ascencio (1994), estudando plantas de feijoeiro cultivadas sob deficiência de P, observou que aos 21 dias de idade as plantas apresentaram maior atividade da fosfatase ácida, porém aos 28 dias a atividade foi menor que no tratamento sem P que no tratamento com aplicação de P. Segundo ele, a idade, o estágio de crescimento, o número de dias sob estresse e o tempo após o início do estresse metabólico de P devem ser considerados para que a atividade da fosfatase ácida seja usada como uma ferramenta eficaz para avaliar a deficiência de P nas plantas.

Neste trabalho, ao final do experimento (30 dias), as plantas de mucuna já se mostravam com sintomas de deficiência de P no tratamento sem adubação fosfatada. Resultados semelhantes também foram descritos por Fernandes et al. (1998), em que plantas de feijoeiro apresentaram sérios sintomas de deficiência de P aos 30 dias de experimento.

4.9. TEORES DE C E P DA BIOMASSA MICROBIANA.

Na figura 10 observa-se que o substrato cultivado com a *Pueraria phaseoloides* apresentou maiores quantidades de C microbiano (aproximadamente 80 $\mu\text{g.g}^{-1}$ de substrato), diferenciado-se significativamente ($p < 0,05$) em relação às demais espécies (37 a 50 $\mu\text{g.g}^{-1}$ de substrato). Esses dados sugerem que a *Pueraria phaseoloides* tem provavelmente maior capacidade de induzir a proliferação de microorganismos solubilizadores de P em relação às outras espécies, induzindo diretamente no teor de C microbiano do substrato.

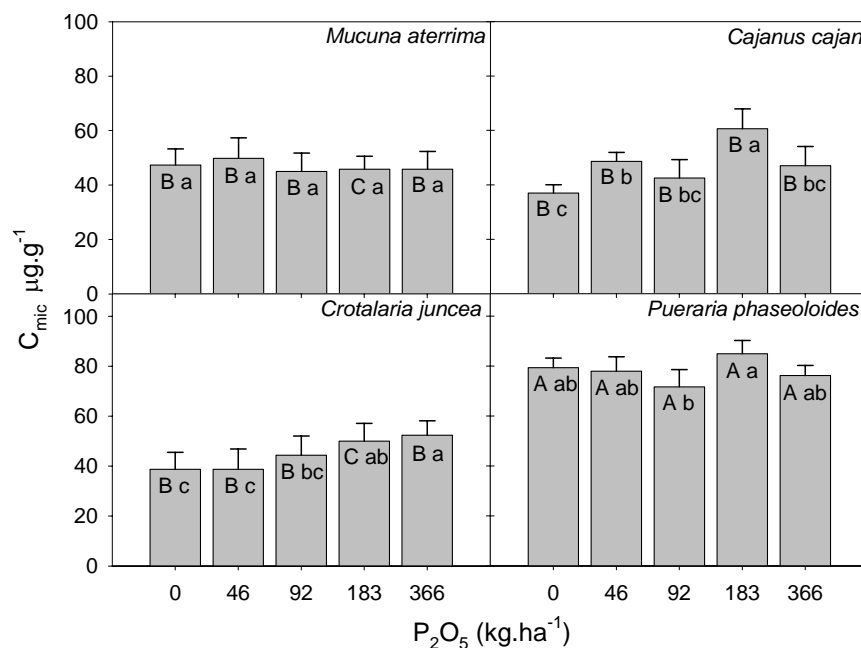


Figura 10. Carbono da biomassa microbiana contidos nos substratos das leguminosas estudadas em relação à dose de fosfato de rocha aplicada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005. Médias seguidas de mesma letra maiúscula (entre as espécies) e minúscula (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).

Segundo Gyaneshwar et al. (2002), no solo, as bactérias solubilizadoras de P constituem de 1 a 50 % e fungos 0,5 a 1 % da população total. A maioria dos microorganismos solubilizadores de P solubilizam complexos Ca-P e somente alguns

solubilizam complexos Fe-P e Al-P, podendo esses microorganismos serem eficientes na solubilização de fosfatos naturais com alto teor de Ca.

O conteúdo de P na biomassa microbiana dos substratos cultivados com as leguminosas variou de 1,8 a 16,3 mg.kg⁻¹ (Figura 11). No tratamento onde houve pouca disponibilidade de P, os valores de P não diferiram significativamente entre as espécies, entretanto, com o aumento da disponibilidade de P, observou-se no substrato cultivado com *Mucuna aterrima* um aumento significativo ($p < 0,05$) do P microbiano e conseqüentemente uma maior imobilização do P disponível em relação às demais espécies. Os substratos cultivados com as espécies *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram os maiores níveis de P disponível (16,3 mg.kg⁻¹ e 16,2 mg.kg⁻¹, respectivamente) em relação à *Crotalaria juncea* e à *Mucuna aterrima* (14,6 mg.kg⁻¹ e 14,0 mg.kg⁻¹, respectivamente) (Tabela 4). Esses resultados mostram que as espécies *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* foram provavelmente mais eficientes na estimulação de microorganismos solubilizadores de P.

Esses resultados são concordantes com Carneiro et al. (2004), que estudando sistemas de plantio direto e solo de cerrado observaram que a espécie *Cajanus cajan* foi mais eficiente na estimulação de fungos e bactérias solubilizadoras de P do que a *Mucuna aterrima*. Barroti e Nahas (2000) também observaram que bactérias e fungos solubilizadores de fosfato são favorecidos quando se associa o feijão guandu à adubação com fosfato de rocha.

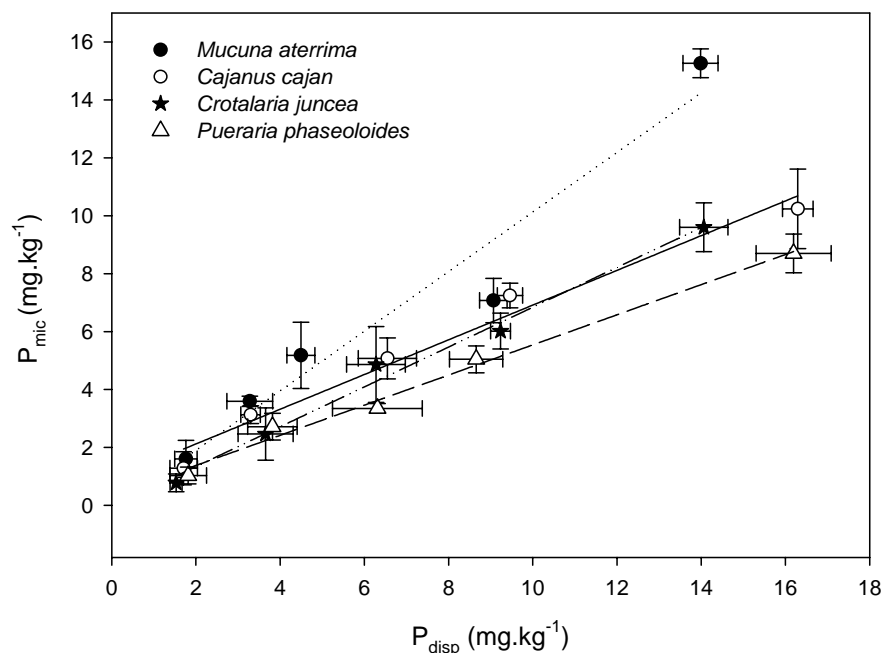


Figura 11. Fósforo da biomassa microbiana (P_{mic}) e fósforo disponível (P_{disp}) nos substratos cultivados com leguminosas adubadas com diferentes níveis de fosfato natural. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005.

Segundo Silva Filho et al. (2002) a produção de ácidos orgânicos e de fosfatases (NAHAS, 2002) são os mecanismos mais utilizados pelos microorganismos na solubilização de fosfatos naturais. Com base nessa informação, pode ser que os menores valores de pH (Tabela 4) encontrados nas espécies *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides*, no tratamento com menor disponibilidade de P, tenham sido provocados pela maior quantidade de microorganismos solubilizadores de P induzidos por estas espécies.

4.10. COLONIZAÇÃO MICORRÍZICA E NÚMERO DE ESPOROS DE FMAS INDÍGENAS.

A colonização por fungos micorrízicos indígenas nas raízes das leguminosas foi bastante influenciada pela adubação com fosfato de rocha (Figura 12). Observou-se um aumento da colonização nas dosagens mais baixas seguido de uma diminuição da colonização nas dosagens mais elevadas nas espécies *Mucuna aterrima*, *Cajanus cajan* e *Crotalaria juncea*, com algumas variações entre essas espécies, porém na leguminosa *Pueraria phaseoloides* observou-se um número de colonização crescente, que não se observou nas demais espécies.

A *Mucuna aterrima* foi a leguminosa que teve a menor colonização por FMAs (máximo de 40 infecções por centímetro de raiz), enquanto que as leguminosas *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram valores bem superiores (72, 90 e 84 infecções por centímetro de raiz, respectivamente). Esses resultados sugerem que as leguminosas *Pueraria phaseoloides*, *Cajanus cajan* e *Crotalaria juncea*, são altamente dependentes da associação mutualística com os FMAs, melhorando a nutrição de P, já que essas espécies precisam de maiores quantidades de P para seu crescimento.

Segundo Siqueira e Moreira (2001), as micorrizas arbusculares são geralmente inibidas em condições de elevada fertilidade e conseqüentemente favorecidas pela baixa fertilidade, onde a colonização e a esporulação são máximas. Segundo eles, enquanto que para o milho a colonização reduziu com a primeira dose de P, para a soja houve resposta positiva à aplicação de uma pequena quantidade deste nutriente. Isto porque o P atua via nutrição da planta e a quantidade de nutrientes requerida para inibir a colonização depende da capacidade de absorção, translocação e das exigências internas do hospedeiro. Em solo muito pobre em P, a aplicação de pequenas quantidades de P favorece a colonização e esporulação, que são

inibidas com doses mais elevadas. Para mudas de cafeeiro a inibição da colonização ocorre em substrato contendo 50 mg de P kg⁻¹ de solo (extrator Mehlich-1), sendo este efeito inibido acima de 100 mg.kg⁻¹. Deve-se salientar que o P não torna as plantas imunes à colonização, apenas reduz a intensidade da micorrização (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002)

Esses resultados sugerem que as leguminosas *Pueraria phaseoloides*, *Cajanus cajan* e *Crotalaria juncea*, são altamente dependentes da associação mutualística com os FMAs, melhorando a nutrição de P, já que essas espécies precisam de maiores quantidades de P para seu crescimento.

A baixa ocorrência de FMAs indígenas na *Mucuna aterrima* pode ser devido a características da leguminosa, como por exemplo a pouca exigência de P para seu crescimento, embora tenha ocorrido boa esporulação de FMAs (Figura 13).

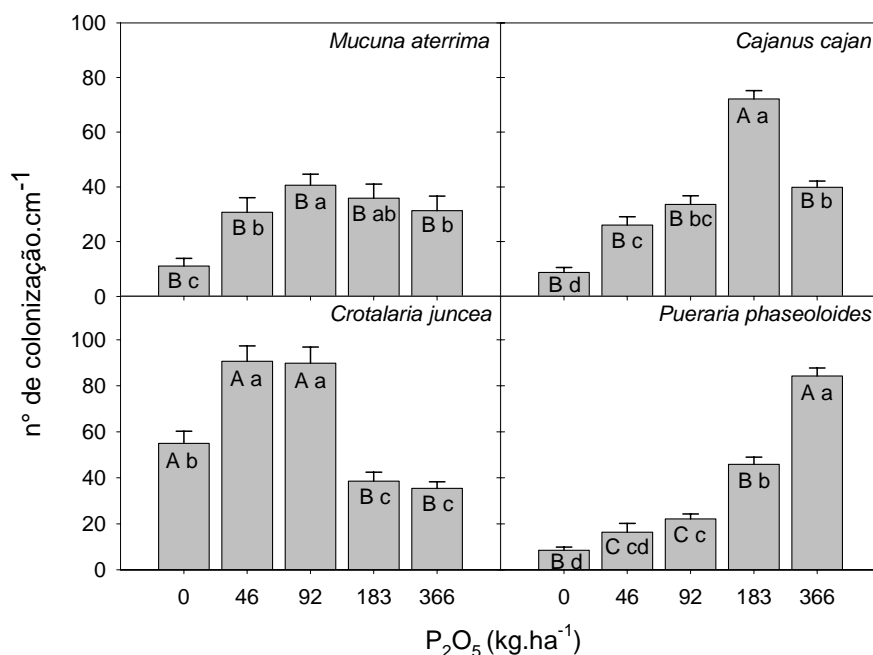


Figura 12. Colonização radicular por FMAs nas leguminosas estudadas em relação à dose de fosfato de rocha aplicada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005. Médias seguidas de mesma letra maiúscula (entre as espécies) e minúscula (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).

A interação benéfica leguminosa/fungo pode ser observada pelo número de esporos encontrados nos substratos das leguminosas estudadas (Figura 13). Observou-se elevado número de esporos de FMAs indígenas nos substratos, variando de 24 a 26 esporos por 30 gramas de substrato. Observou-se também que a leguminosa *Mucuna aterrima* apresentou

menor quantidade de esporos no tratamento com menor disponibilidade de P, porém foi a que melhor respondeu ao aumento da disponibilidade desse nutriente em relação às demais espécies.

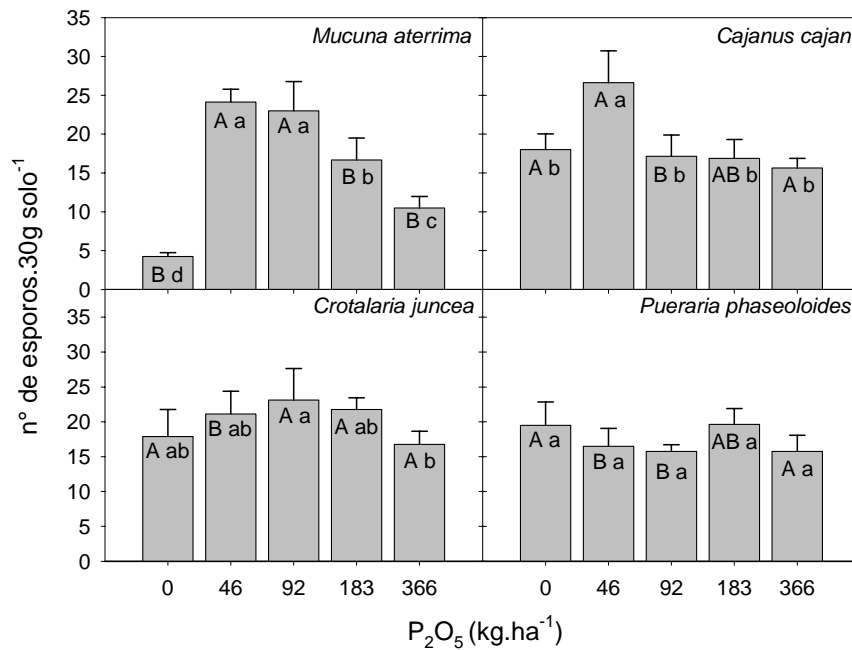


Figura 13. Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares encontrados nos substratos das leguminosas estudadas em relação à dose de fosfato de rocha aplicada. Média de 4 repetições, Belém, Pará, 2005. Médias seguidas de mesma letra maiúscula (entre as espécies) e minúscula (dentro da espécie) não diferem entre si ao nível de 5% (Tukey).

Sabe-se que existem plantas que contêm nos exsudatos radiculares, moléculas capazes de estimular a germinação de esporos e o crescimento de FMAs. Estas moléculas não são sintetizadas ou são inativas em plantas não hospedeiras (MOREIRA e SIQUEIRA, 2002).

Segundo Saggin-Junior e Siqueira (1996) as razões pelas quais as leguminosas influenciam a ecologia dos fungos micorrízicos arbusculares são desconhecidas. Sabe-se que esse grupo de plantas é capaz de produzir uma variedade de metabólitos secundários, como flavonóides, que exercem efeitos diferenciados sobre os fungos micorrízicos (ROMERO; SIQUEIRA, 1996).

Segundo Collozzi-Filho e Balota (1994), o cultivo de leguminosas (*Leucena leucocephala*, *Crotalaria spectabilis*, *C. breviflora*, *C. mucronata*, *Mucuna aterrima*, *M.*

pruriens e *Vigna unguiculata*), em condições de campo, favoreceram a esporulação e a diversidade de espécies de micorrizas.

Estudos realizados por Benedetti et al. (2005), mostraram maiores diversidades de FMAs, avaliada pelo índice de Simpson, na mucuna cinza (*Stizolobium niveum*) e *Crotalaria juncea*, podendo essas espécies serem potencialmente utilizadas com o objetivo de aumentar a diversidade de fungos micorrízicos em áreas altamente degradadas.

Segundo Moreira e Siqueira (2002), somente os valores de número de esporos no solo não são indicativos da associação micorrízica e mesmo a ausência do esporo não indica necessariamente a ausência de fungo, pois existe um espaço de tempo entre a associação micorrízica e a esporulação. Este fato pode explicar a ausência de correlação entre a taxa de colonização e a esporulação de FMAs indígenas apresentada neste experimento.

5. CONCLUSÕES

Nas condições que o experimento foi conduzido, os resultados observados indicaram que:

- A espécie *Mucuna aterrima* produziu mais fitomassa em relação as demais espécies;
- As espécies *Pueraria phaseoloides*, *Crotalaria juncea* e *Cajanus cajan* acumularam mais macronutrientes na fitomassa aérea em relação a *Mucuna aterrima*;
- As espécies *Pueraria phaseoloides* e *Cajanus cajan* foram mais eficientes em solubilizar o P orgânico;
- A espécie *Pueraria phaseoloides* induziu maior atividade da fosfatase ácida, seguida das espécies *Cajanus cajan* e *Crotalaria juncea*;
- As espécies *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides* foram mais eficientes na associação com fungos micorrízicos indígenas;
- As espécies *Cajanus cajan*, *Crotalaria juncea* e *Pueraria phaseoloides* foram mais sensíveis à deficiência de fósforo;
- As espécies *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* obtiveram as melhores taxas assimilatórias, seguidas da *Crotalaria juncea* em resposta a adubação com fosfato natural;
- As espécies *Crotalaria juncea*, *Cajanus cajan* e *Pueraria phaseoloides* são mais indicadas para a melhoria da fertilidade do solo de áreas de cultivo tradicional, por apresentarem maior eficiência na solubilização de P e na absorção de macronutrientes essenciais;

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALFAIA, S. S. Mineralização do nitrogênio incorporado como material vegetal em três solos da Amazônia Central. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v.21, n.3, p. 387-392, 1997.
- ALVARENGA, R. C.; COSTA, L. M.; MOURA FILHO; W.; REGAZZI, A. J. Características de alguns adubos verdes de interesse para a conservação e recuperação de solos. **Revista Agropecuária Brasileira**, v. 30, n. 2, p. 175-185, 1995
- ASCENCIO, J. Acid phosphatase as a diagnostic tools. **Commnication in Soil Science Plant Analysis**, v. 25, n. 9/10, p. 1553-1564, 1994.
- BAKER, K. F. The determination of organic carbon in soil using a probe-colorimeter. **Laboratory pratice**, v.15, p. 82-83, 1976.
- BALIGAR, V. C.; FAGERIA, N. K.; HE, Z. L. Nutrient use efficiency in plants. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**. v.32, n.7-8, p. 921-950, 2001.
- BARROS SALGADO, A. L.; LOVADINI, L. A. C.; PIMENTAL, M.; GIMENEZ, W. **Instruções para a cultura da *Crotalaria juncea***. Instituto Agrônômico, Campinas, Brasil. Seção de Plantas Fibrosas, Boletim 198, 1972.
- BARROTI, G.; NAHAS, E. População microbiana total e solubilizadora de fosfato em solo submetido a diferentes sistemas de cultivo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n. 10, p. 2043-2050, 2000.
- BATES, T. R.; LYNCH, J. Root hairs confer a competitive advantage under low phosphorus availability. **Plant and Soil**, v. 236, p. 243-250, 2001.
- BENEDETTI, T.; ANTONIOLLI, Z. I.; GIRACCA, E. N.; STEFFEN; R. B. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares na cultura do milho após uso de espécies de plantas de cobertura de solo. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, Lages, v. 4, n.1, p.44-51, 2005.
- BENINCASA, M. P. **Análise de crescimento de plantas (noções básicas)**. Jaboticabal; Funep, 2003, 41p.

BINDER, U. **Manual de Leguminosas de Nicaragua**. PASOLAC, E.A.G.E., Estelí, Nicaragua. 1997. p.528.

BOLAN, N. S.; ELLIOTT, J.; GREGG, P. E. H.; WEIL, S. Enhanced dissolution of phosphate rocks in the rhizosphere. **Biology and Fertility Soils**. v.24, p. 169-174, 1997.

BORKERT, C. M.; GAUDÊNCIO, C. A.; PEREIRA, J. E.; PEREIRA, L. R.; OLIVEIRA JUNIOR, A. Nutrientes minerais na biomassa da parte aérea em culturas de cobertura de solo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v.38, n.1, p. 143-153, 2003.

BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S.; JENKINSON, D. S. Measurement of microbial biomass phosphorus in the soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 14, p. 319–329, 1982.

CARNEIRO, MENDES, I. C.; LOVATO, P. E.; CARVALHO, A. M.; VIVALDI, L. J. Indicadores biológicos associados ao ciclo do fósforo em solos de cerrado sob plantio direto e plantio convencional. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 39, n. 7, p. 661-669, 2004.

CARVALHO, A. M.; FAGÉRIA, N. K.; KINJO, T.; OLIVEIRA, I. P. Distribuição e nível crítico de fósforo na parte aérea do feijoeiro cultivado em diferentes solos sob vegetação do cerrado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 28, n.6, p. 719-724, 1993.

CASTRO, P. R. C.; KUGLE; R. A.; PERES, L. E. P. **Manual de fisiologia vegetal: teoria e prática**. Piracicaba: Editora Agronômica Ceres, 2005, 650p.

CHAVES, J. C. D.; CALEGARI, A. Adubação verde e rotação de culturas. **Informe Agropecuário**, v.22, n.212, p. 53-60, 2001.

CHEE Y.K.; CHEN C.P. Mannelje, L.'t and Jones, R.M. (Eds.). **Plant Resources of South-East Asia. 4. Forages**. Pudoc Scientific Publishers, Wageningen, The Netherlands, pp. 98-100, 1992.

CINTRA, P. L. D.; MIELNICZUK, J. Potencial de algumas espécies vegetais para a recuperação de solos com propriedades físicas degradadas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.7, n.4, p. 190-201, 1983.

CLARKSON, N. T. Adaptações morfológicas e fisiológicas das plantas a ambientes de baixa fertilidade. In: SIMPÓSIO SOBRE RECICLAGEM DE NUTRIENTES E AGRICULTURA

DE BAIXOS INSUMOS NOS TRÓPICOS. Ilhéus, BA. **Reunião Brasileira de Fertilidade do Solo**, v.16, p. 15-17, 1985.

COLLOZZI-FILHO, A.; BALOTA, E. L. Potencial de inóculo de fungos micorrizicos arbusculares em solo cultivado com cafeeiro e leguminosas de verão. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 5., 1994, Florianópolis. **Resumos....**Florianópolis, 1994. p. 17.

CORREA, J. C.; MAUAD, M.; ROSOLEM, C. A. Fósforo no solo e desenvolvimento de soja influenciados pela adubação fosfatada e cobertura vegetal. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n.12, p. 1231-1237, 2004.

CORREA, R. M.; NASCIMENTO, C. W. A.; SOUZA, S. K. S. Gafsa rock phosphate and triple superphosphate for dry matter production and P uptake by corn. **Scientia Agricola**, v.62, n.2, p.159-164, 2005

COSTA, M. B.B. **Adubação verde no sul do Brasil**. Rio de Janeiro: AS-PTA, 1993. 346p.

COSTA, N. L.; PAULINO, V. T.; COSTA, R. S. C. **Efeito de micorrizas arbusculares e adubação com fosfato de rocha em *Sesbania sesban***. Comunicado Técnico, n. 194, Embrapa – CPAFRO, p. 1-4, 2001.

CROMER, R. N.; KRIEDEMANN, P.E.; SANDS, P. J.; STEWART, L. G. Leaf growth and photosynthetic response to nitrogen and phosphorus in seedling trees of *Gamelia arborea*. **Austyalian Journal of Plant Physiology**. v. 20, p. 83-98, 1993.

CUNNINGHAM, R. L.; CLARK, T. F.; BAGBY, M. O. ***Crotalaria juncea*-annual source of papermaking fiber**. TAPPI, v.61, p.37-39, 1978.

DE-POLLI, H.; GUERRA, J. G. M. ALMEIDA, D. L.; FRANCO, A. A. Adubação verde: Parâmetros para avaliação de suas eficiências. In: CASTRO FILHO, C.; MUZILLI, O., eds. **Manejo integrado de solos em microbacias hidrográficas**. Londrina: IAPAR/SBCS, p. 225-242, 1996.

DUKE, J. A. **Handbook of legumes of world economic importance**. Plenum Press. NewYork., 1981, p. 258

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Phosphatase in soils. **Soil Biology and Biochemistry**. v.9, p. 167-172, 1977.

EMBRAPA **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes** / CNPS, CNPTIA. 1º ed – Brasília, 1999. 370p.

EMBRAPA **Manual de métodos de análise de solo** / CNPS.-2. ed. atual.- Rio de Janeiro, 1997. 212 p.

ERASMO, E. A. L.; AZEVEDO, W. R.; SARMENTO, R. A.; CUNHA, A. M.; GARCIA, S.L. R. Potencial de espécies utilizadas como adubo verde no manejo integrado de plantas daninhas. **Planta Daninha**, Viçosa-MG, v.22, n.3, p. 337-342, 2004.

ESPINDOLA, J. A. A.; GUERRA, J. G. M.; ALMEIDA, D. L. **Adubação verde: Estratégia para uma agricultura sustentável**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 1997, 20p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos,42).

ESPINDOLA, J. A. A.; ALMEIDA, D. L. GUERRA, J. G. M. **Estratégias para utilização de leguminosas para adubação verde em unidades de produção agroecológica**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2004, 24p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 174)

FAVERO, C.; JUCKSCH, I. Daninhas ou companheiras? **Boletim Informativo da Sociedade Brasileira de Ciências do Solo**. v.25, n.2, p. 26-27, 2000.

FAVERO, C.; JUCKSCH, I.; ALVARENGA, R. A.; COSTA, L. M. Modificações na população de plantas espontâneas na presença de adubos verdes. Pesquisa. **Agropecuária Brasileira**. Brasília, v. 36, n. 11, p. 1355-1362, 2001.

FERNANDES, A. R.; LINHARES, L. C. F.; MORAIS, F. I. O de.; SILVA; G. R. da. Características químicas do solo, matéria seca e acumulação de minerais nas raízes de adubos verdes, em resposta ao calcário e ao fósforo. **Revista de Ciências Agrárias**, n.40, p. 45-54, 2003.

FERNANDES, L. A.; FURTINI NETO, A. E.; CURI, N.; GUEDES, G. A. A.; LIMA, J. M. Fósforo e atividade da fosfatase ácida em plantas de feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.33, n. 5, p. 769-778, 1998

FERNANDES, C.; MURAOKA, T. Absorção de fósforo por híbridos de milho cultivados em solos de cerrado. **Scientia Agrícola**. v. 59, n. 4, p. 781-787, 2002.

FÖHSE, D.; CLAASSEN, N.; JUNGK, A. Phosphorus efficiency of plants. II. Significance of roots radius in seven plants species. **Plant and Soil**, v. 132, p. 261-272, 1991.

FÖHSE, D.; CLAASSEN, N.; JUNGK, A. Phosphorus efficiency of plants. External an internal P requirement and P uptake efficiency of different plant species. **Plant and Soil**, v. 110, p. 101-109, 1998.

FRANCO, A.A.; SOUTO, S.M. Contribuição da fixação biológica de N₂ na adubação verde. **Adubação verde no Brasil**. Campinas: Fundação Cargill, p.199-215, 1984.

FRASER, P. M. The impact of soil and crop management practices on the dynamics of soil macrofauna. In: PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R.; GRACE, P. R., eds. **Soil Biota: Management in sustainable farming systems**. Victoria: CSIRO, p.125-132, 1994.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v.6, p. 235-246, 1963.

GIOVANNET, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**, v.84, p. 489-500, 1980.

GRIERSON, P. F.; ADAMS, M. A. Plant species affect acid phosphatase, ergosterol and microbial P in jarrah (*Eucalyptus marginata* Donn ex. Sm) forest in south-western Australia. **Soil Biology and Biochemistry**. v. 32, p. 1817-1827, 2000.

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

HINSINGER, P. Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. **Plant and Soil**, v. 237, p. 173-195, 2001.

HORST, W. J.; KAMH, M.; JIBRIN, J. M.; CHUDE, V. O. Agronomic measures for increasing P availability to crops. **Plant and Soil**. v. 237, p. 211-223, 2001.

HUNT, R. Plant growth analysis. **Studies in Biology**, n. 96, 1978. 78p.

IFA/IFDC/FAO: 1999, **Fertilizer Use by Crop**. Fourth Edition, Rome, Italy.

JAYASINGHEARACHCHI, H. S.; SENEVIRATNE, G. Fungal solubilization of rock phosphate is enhanced by forming fungal-rhizobial biofilms, **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 405-408, 2006.

KAMINSKI, J. PERUZZO, G. **Eficácia de fosfatos naturais reativos em sistemas de cultivo**. Núcleo Regional Sul da Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, Santa Maria, RS, 1997 (Boletim Técnico, 3), 31p.

KENDELER, E.; GERDER, H. Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. **Biology and fertility of Soils**. V.6, p. 68-72, 1988.

KIEHL, E. J. **Fertilizantes orgânicos**. Piracicaba: Ceres, 1985. 492p.

KLIEMANN, H. J.; LIMA, D. V. Eficiência agrônômica de fosfatos naturais e sua influência no fósforo disponível em dois solos de cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 31, n.2, p. 111-119, 2001.

KORNDÖRFER, G. H.; LARA-CABEZAS, W. A.; HOROWITZ, N. Eficiência agrônômica de fosfatos naturais reativos na cultura do milho. **Scientia Agricola**, v.56, n.2, p. 145-162, 1999.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. 2ª edição. Ed. Rima. São Carlos, 2000, 529p.

LAJTHA, K.; DRISCOLL, C. T.; JARREL, W. M.; ELLIOT, E. T. Soil phosphorus: characterization and total Elemental analysis. Chapter 7. In: ROBERTSON, G. P.; COLEMAN, D. C.; BLEDSOE, C. S.; SOLLINS, P., Editors. **Standard soil methods for long-term ecological research**. (Long-Term Ecological Research Network Series), New York: Oxford University Press. 1999. 462 p.

LI, L.; TANG, C.; RENGEL, Z.; ZHANG, F. Chickpea facilitates phosphorus uptake by intercropped wheat from an organic phosphorus source. **Plant and Soil**. v. 248, p. 297-303, 2003.

MACHADO, C.T.T.; GERRA, J.G.M; ALMEIDA, D.L.; MACHADO A.T. Variabilidade entre genótipos de milho para eficiência no uso de fósforo. **Bragantia**, v.58, n.1, p. 109-124, 1999.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 2^o ed. San Diego: Academic Press, 1997. 889p.

MARTINEZ, H. P; NOVAIS, R. F.; RODRIGUES, L. A.; SACRAMENTO, L. V. S. Phosphate forms in the plant and their internal buffering in five soybean cultivars. In: **COMUNICACIONES – SIMPOSIO IBÉRICO SOBRE NUTRICIÓN MINERAL DE LAS PLANTAS**, v.9. Zaragoza, Institución Fernando el Católico, p. 67-70, 2002.

MATHEIS, H. A. S. M. **Efeitos de diferentes coberturas mortas obtidas a partir do manejo mecânico com roçadeira lateral na dinâmica populacional de plantas daninhas em citros**. 2004. 68p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

McLENAGHEN, R. D.; RANDAHAWA, P. S.; CONDRON, L. M.; DI, H. J. Increasing phosphate rock availability using a lupin green manure crop. **Super Soil 2004: 3rd Australian New Zealand Soils Conferences**, 5-9 December 2004, University of Sydney, Australia. Published on CD ROM, p. 1-6, 2004.

MENDES FILHO, P. F. **Potencial de reabilitação do solo em uma área degradada, através da revegetação e do manejo microbiano**. 2004. 89p. Dissertação (Mestrado em Solos e Nutrição de Plantas) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

MIYAZAWA, M.; PAVAN, N. A.; CALEGARI, A. Efeito de material vegetal na acidez do solo. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**. v.17, n.3, p. 411-416, 1993.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: UFLA, 2002, 626p.

MULVANEY, R. L. Nitrogen – Inorganic Form. In: **Methods of soil analysis. Part 3. Chemical Methods**. D. L. SPARKS et al (ed). SSSA Book Ser. 5. SSSA and ASA, Madison, WI. p. 1123–1184. 1996.

MURPHY, J., RILEY, J. P. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. **Anal. Chem. Acta**, v. 27, p. 31-36, 1962.

NAHAS, E. **Ciclo do fósforo: transformações microbianas**. Jaboticabal, Funep, 1991, 67p.

NAHAS, E.. Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas agrícolas. **Bragantia**, v.61, n.3, p. 267-275, 2002.

NASCIMENTO, J. T.; SILVA, I. F. Avaliação quantitativa e qualitativa da fitomassa de leguminosas para uso como cobertura de solo. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.34, n.3, p. 947-949, 2004.

NOVAIS, F. R.; SMYTH, T. J. **Fósforo em solo e planta em condições tropicais**. Viçosa: UFV, 1999. 399p

OJASTI, J.; JÍMENEZ, E. G.; OTAHOLA, E. S.; ROMÁN, L. B. G. **Informe sobre las espécies exóticas en Venezuela e Caracas**. Ministério del Ambiente y de los Recursos Naturales. Venezuela, 2001.

OLIVEIRA, A. L. M.; URQUIAGA, S.; BALDANI, J. I. **Processos e mecanismos envolvidos na influência de microorganismos sobre o crescimento vegetal**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, ago. 2003. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 161). 40p.

LOUDON, P. **Kapikachu or Cowhage (*Mucuna aterrima*)**. 2001. Disponível em: <<http://www.hort.purdue.edu/newcrop/CropFactSheets/mucuna.html>>. Acesso em: 31 jan. 2006.

PANKHURST, C.E. LYNCH, J. M. The role of the soil biota in sustainable agriculture. In: PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R.; GRACE, P. R., eds. **Soil Biota: Management in sustainable farming systems**. Victoria: CSIRO, 1994. p.3-4.

PAUL, E. A.; CLARK, F. E. S. **Soil microbiology and biochemistry**. 2^o ed. San Diego. Academic Press, 1996. 340p.

PHILLIPS, P. S.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v.55, p. 158-161, 1970.

PURSEGLOVE, J.W.. **Tropical crops**. Wiley, New York. 1968, pp. 423.

RAIJ, B. van.; ROSAND, P. C.; LOBATO. E. Adubação fosfatada no Brasil: Apreciação geral, conclusões e recomendações. In: Embrapa-DID. **Adubação fosfatada no Brasil**. 1982. p.243-326. (Documentos, 21).

RHEINHEIMER, D. S.; ANGHIONI, I. Distribuição do fósforo inorgânico em sistemas de manejo de solo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n. 1, p. 151-160, 2001.

RIBAS, R. G. T.; JUNQUEIRA, R. M.; OLIVEIRA, F. L.; GUERRA, J. G. M.A.; ALMEIDA, D. L. de; RIBEIRO, R. de L. D. **Adubação verde na forma de consórcio no monocultivo do quiabeiro sob manejo orgânico**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2002. 4p. (Embrapa Agrobiologia, Comunicado Técnico, 54)

RODRIGUES, L. A.; MARTINS, M. A.; SALOMÃO, M. S. M. B. Uso de micorrizas e rizóbio em cultivo consorciado de eucalipto e sesbânia. II – Absorção e eficiência de utilização de fósforo e frações fosfatadas. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**. v. 27, p. 593-599, 2003.

RODRÍGUEZ, H.; FRAGA, R. Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. **Biotechnology Advances**, Oxford, v. 17, p. 319-339, 1999

ROMERO, A. G. F.; SIQUEIRA, J. O. Atividade de flavonóides sobre esporos do fungo micorrízico *Gigaspora gigantea* in vitro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, n. 7, p. 517-522, 1996.

SAGGIN-JUNIOR, O. J.; SIQUEIRA, J. O. Micorrizas arbusculares em cafeeiro. In: SIQUEIRA, J. O. (ed) **Avanços em fundamentos e aplicações de micorrizas**. Universidade Federal de Lavras, MG, Lavras, p. 203-254, 1996.

SALINAS, J. G.; GARCIA, R. **Métodos químicos para el análisis de suelos ácidos y forrajera**. Cali, Centro Internacional de Agricultura Tropical, 1985. p. 83.

SATTER, M. A.; HANAFI, M. M.; MAHMUD, T. M. M. Influence of arbuscular mycorrhiza and phosphate rock on uptake of major nutrients by *Acacia mangium* seedlings on degraded soil. **Biology and Fertility of Soils**, v. 42, p. 345-349, 2006

SEN, R. Budgeting for the wood-wide web. **New Phytologist**. v. 145, p. 161-165, 2000. Fórum Commentary.

SIDDIQI, M. Y.; GLASS, A. D. M. Utilization index: a modified approach to the estimation and comparison of nutrient utilization efficiency in plants. **Journal of Plant Nutrition**, v.4, n.3, p. 289-302, 1981.

SIEVERDING, E. **Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems**. Eschborn: Technical Cooperation, Federal Republic of Germany, 1991, 371p.

SILVA, J. A. A.; DONADIO, L; C.; CARLOS, J. A. D. **Adubação verde em citros**. Jaboticabal: Funep, 1999. 37p. (Boletim Citrícola, 9).

SILVA, J. A. A. da; VITTI, G. C.; STUCHI, E. S.; SEMPIONATO, O. R. Reciclagem e incorporação de nutrientes ao solo pelo cultivo intercalar de adubos verdes em pomar de laranja-‘Pêra’. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.24, n.1, p. 225-230, 2002.

SILVA FILHO, G. N.; NARLOCH, C.; SCHARF, R. Solubilização de fosfatos naturais por microrganismos isolados de cultivos de *Pinus* e *Eucalyptus* de Santa Catarina. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, n. 6, p. 847-854, 2002

SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. **Biologia e bioquímica do solo**. Textos Acadêmicos. UFLA/FAEPE, Lavras, 2001. 291p.

SMITH, F. W. MUDGE, S. R.; RAE, A. L.; GLASSOP, D. Phosphate transport in plants. **Plant and Soil**, v. 248, p. 71-83, 2003.

SMYTH, T. J.; CRAVO, M. S.; MELGAR, R. J. Nitrogen supplied to corn by legumes in a Central Amazon Oxisol. **Tropical Agriculture**, London, v.68, n.4, p. 366-372, 1991

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3º edição. Ed. Artmed. Porto Alegre, 2004, 719p.

VALENTIN, J. F.; CARNEIRO, J. C. Quebra de dormência e plantio direto de puerária em sistemas de produção agropecuários e agroflorestais. **Instruções Técnicas, nº 17**, Embrapa – CPAF- ACRE, 3p. 1998.

VANCE, C. P.; UHDE-STONE, C.; ALLAN, D. L. Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. **New Phytologist**, n. 157, p. 423-447, 2003.

VANCE, E. D.; BROOKES, P. C.; JENKINSON, D. S. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology and Biochemistry**, v.19, p.703-707, 1987.

WHITELAW, M. A. Growth promotion of plant inoculated with phosphate-solubilizing fungi. **Advances in Agronomy**, v. 69, p. 99-151, 2000.

YAMADA, T.; ABDALLA, S. R. S. eds. Fósforo na agricultura brasileira. **Anais do simpósio sobre fósforo na agricultura brasileira**. Piracicaba, SP, POTAFOS, 2004, 726p.

YANG, J. E.; SKOGLEY, E. O; SCAF, B. E.; KIM, J. J. A simple spectrophotometric determination of nitrate in water, resin and soil extracts. **Soil Science Society Ambiental Journal**. N° 2, p. 1108-1111. 1998.

ZAHARAH, A. R.; BAH, A. R. Effect of green manures on P solubilization and uptake from phosphate rocks. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, v. 48, p. 247-255, 1997

ZAPATA, F.; ROY, R. N. Use of phosphate rocks for sustentable agriculture. **FAO-Fertilizer and Plant Nutrition Bulletin**, 13, Rome, 2004, 148p.