

MINERALIZAÇÃO DE FOSFORO EM SOLOS DO PACIFICO DE COSTA RICA

Tese de Grau de Magister Scientiae

Carlos Barreto Alcoforado



INSTITUTO INTERAMERICANO DE CIENCIAS AGRICOLAS DA OEA
Centro Tropical de Ensino e Pesquisa
Departamento de Cultivos e Solos Tropicais
Turrialba, Costa Rica
Março, 1972

MINERALIZAÇÃO DE FOSFORO EM SOLOS
DO PACIFICO DE COSTA RICA

Tese

Apresentada ao Conselho da Escola para Graduados
como requisito parcial para optar ao grau

Magister Scientiae

no

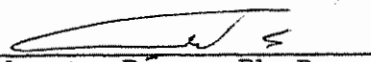
Instituto Interamericano de Ciências Agrícolas da OEA

APROVADA:



Mario Blásco, Ph.D.

Conselheiro



Gilberto Páez, Ph.D.

Comitê



Rufo Bazán, Ph.D.

Comitê



Adalberto Gorbitz, Eng.Agron.

Comitê

Março, 1972

A memória de meu pai
A minha mãe
Ao meu tio Carlos e esposa

AGRADECIMENTOS

O autor deseja expressar os mais sinceros agradecimentos aos membros do Comitê Conselheiro: Dr. Maric Blasco (Conselheiro Principal), Dr. Gilberto Páez, Dr. Rufo Bazán que tão gentilmente aceitou substituir ao Dr. Kozen Igue, Eng. Adalberto Gorbitz, pela ajuda e orientação prestada durante este trabalho.

A Universidade Federal da Paraíba por ter permitido o seu afastamento daquele Órgão para realizar este curso.

A Escola de Agronomia do Nordeste da referida Universidade.

Ao Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas da OEA, pelo ensino e bolsa de estudo.

A Biblioteca do já citado Instituto sem a qual seria impossível as pesquisas bibliográficas.

A todos os funcionários do IICA-CTEI que de uma maneira ou de outra concorreram ao término desta modesta investigação.

BIOGRAFIA

O autor nasceu em Pilões, Paraíba, Brasil a 24 de Dezembro de 1943.

Realizou seus estudos universitários na Escola de Agronomia do Nordeste, Paraíba, Brasil, diplomando-se em Engenheiro Agrônomo em Dezembro de 1968.

Em 1969 foi nomeado Diretor em Comissão do Colégio Agrícola da Catolé do Rocha no estado da Paraíba.

Em setembro de 1970 ingressou na Escola para Graduados do IICA-CTEI, Turrialba, Costa Rica, concluindo seus estudos em Março de 1972.

CONTEÚDO		<u>Página</u>
		<u>Página</u>
1.	INTRODUÇÃO	1
2.	REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1	Fósforo nos Solos	3
2.2	Formas de Fósforo no Solo	4
2.3	Transformações Microbiais do Fósforo	6
2.3.1	Compostos orgânicos fosforados	6
2.3.2	Microorganismos que intervêm no metabolismo do fósforo	8
2.3.3	Oxidação-redução do fósforo pelos microorganismos	8
2.3.4	Efeitos de distintos fatores no metabolismo do fósforo	9
2.3.4.1	Temperatura	9
2.3.4.2	Umidade	9
2.3.4.3	Reação do solo	9
2.3.5	Adição de compostos orgânicos e inorgânicos	10
2.4	Mineralização do Carbono	10
3.	MATERIAIS E MÉTODOS	11
3.1	Solos	11
3.1.1	Localização	11
3.1.2	Amostragem de solos	12
3.2	Desenho de Experimento	13
3.3	Procedimento Analítico	15
3.3.1	Análises de fósforo nos solos	15
3.3.1.1	Fracionamento de fósforo	15
3.3.1.2	Determinação de P-orgânico ..	15
3.3.1.3	Determinação de hexafosfato de inositol	15
3.3.1.4	Fixação de fósforo	15
3.3.2	Incubação dos distintos solos	16
3.3.3	Determinação do P-disponível nos solos depois de incubados	16
3.3.4	Determinação de CO ₂	16
3.4	Análises Estatístico	17
4.	RESULTADOS	18
4.1	Transformações do Fósforo nos Solos Incubados con os Distintos Tratamentos	18

	<u>Página</u>
4.2 Necessidades dos Distintos Elementos Ca, N, P e S para uma Produção Ótima de Fósforo	19
4.3 Efeitos da Adição de Glucosa ($C_6H_{12}O_6$) nas Transformações Microbiológicas do Fósforo e CO_2	23
4.4 Relação Entre a Produção de CO_2 e o Fósforo Extraído com Dois Métodos nos Solos Tratados com Glucosa	24
4.5 Fracionamento de Fósforo nos Solos Estudados..	28
4.6. Determinação do Hexafosfato de Inositol	29
4.7 Metabolismo dos Solos Expressados em Termos de Produção de CO_2	31
4.8 Correlação entre Produção de P e a Atividade Metabólica dos Solos	34
5. DISCUSSÃO	36
6. CONCLUSÕES	45
7. RESUMO	47
RESUMEN	49
SUMMARY	51
LITERATURA CITADA	53
APÊNDICES	64

LISTA DE QUADROS

<u>Quadro Nº</u>		<u>Página</u>
2	Relação de tratamentos aplicados nos diferentes solos	13, 14
7	Necessidades máximas estimadas de Ca e N	21
8	Necessidades máximas estimadas de P e S	22
10	Matriz de correlação entre a produção de CO ₂ e o P extraído por dois métodos nos solos tratados com glucosa	26
12	Hexafosfatos de inositol e relações C/P-orgânico nos solos estudados	30
13	Correlações entre as produções de fósforo e a atividade microbiana nos diversos períodos de incubações	35

LISTA DE FIGURAS

<u>Figura Nº</u>		
1	P-mineralizado nos solos incubados com glucosa	24
2	Mineralização de carbono utilizando diferentes níveis de Ca, N, P, S e 500 ppm de glucosa em 3 solos da Província de Puntarenas	32
3	Mineralização de carbono utilizando diferentes níveis de Ca, N, P, S e 500 ppm de glucosa em 3 solos da Província de Guanacaste	33

1. INTRODUÇÃO

O fósforo é um dos elementos que apresenta mais problemas nos solos, devido a que é retido sob formas não disponíveis pela alofana e os sesquióxidos de ferro e alumínio. Como uma das frações mais importantes nestes solos está constituída por fósforo orgânico, é fatível que, através de uma mineralização adequada seja possível a liberação de certa parte do fósforo que entra na formação de alguns compostos orgânicos tais como os fosfolípidos, ácidos nucleicos, fosforoglicares, etc.

Os microorganismos são capazes de realizar certos tipos de transformações do fósforo nos solos, que se podem resumir como segue:

- a) reações de oxidação-redução; b) reações de mineralização-imobilização.

Estas duas últimas reações são as mais importantes desde um ponto de vista agrônomico; portanto se faz necessário dedicar maiores esforços no sentido de dirigir às investigações sobre o metabolismo do fósforo, e encontrar as causas e fatores (todavia ainda contraditórios mesmo em solos de zonas temperadas) que governam estes dois processos.

O objetivo geral deste trabalho é medir as transformações bioquímicas do fósforo, através de incubações em alguns solos de zonas onde se cultivam feijão (Phaseolus vulgaris L.) em Costa Rica. E como objetivos específicos:

1) Estudo da mineralização do fósforo sob diversos tratamentos, em solos donde se cultivam feijão.

2) Estudo das distintas frações de P nos solos selecionados.

3) Determinar a atividade metabólica dos solos por meio de medições de CO_2 .

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Fósforo nos Solos

A quantidade de fósforo total existente nos solos minerais varia geralmente entre 200 a 2000 ppm, com uma média aproximada de 500 ppm (18). Apesar de ser encontrado em quantidades consideráveis, o fósforo nem sempre está sob a forma de ser utilizado pelas plantas. Mesmo quando o fósforo sob a forma disponível é adicionado ao solo, este é fixado em grande parte tornando-se inaproveitável para as plantas (25). Dado a sua importância este elemento vem sendo ponto de atenções tanto em solos de regiões temperadas como tropicais.

É um fato de que a aquiescibilidade do fósforo nestes tipos de solos está limitada pela retenção dos fosfatos por parte de compostos inorgânicos, cristalinos ou amorfos, devido principalmente às reações em que tomam parte o ferro e o alumínio (50,51).

Um grande número de investigadores (11, 12, 93, 94, 103) demonstram que em solos derivados de cinzas vulcânicas o fósforo é um dos principais elementos limitantes da produção agrícola, pelo fato de sua baixa disponibilidade. Esta baixa disponibilidade é em consequência da grande fixação do fósforo que se verifica nestes tipos de solos (50, 53, 55). Fassbender (50), assinala que a precipitação dos fosfatos de ferro e alumínio é a principal causa desta retenção. Uma forma de aumentar a disponibilidade deste elemento no solo é por meio de certos e

determinados procedimentos que favoreçam a sua mineralização (5).

2.2 Formas de Fósforo no Solo

As diversas formas de fósforo se vêm estudando quer em solos derivados de cinzas vulcânicas quer em outros tipos de solos (16, 33, 57, 103).

Segundo Kittrick e Jackson (88), Olsen e Watanable (104), y Mortens et al a disponibilidade do fósforo do solo para às plantas depende da quantidade de fosfatos existentes nas superfícies das diversas espécies químicas.

Os diversos método usados nas determinações das diversas formas de fósforo há bastante tempo que vem-se estudando; Fraps (59) estudou o fracionamento do fósforo inorgânico do solo. Fisher e Thomas (58) em 1935, Williams (137) em 1937, Dean (41) em 1938, Ghani (65) em 1943, e Willins (136) em 1950, sendo que nestes métodos os fosfatos de ferro e alumínio formavam uma só fração. Turner e Rice (130) em 1954 observaram que o fluoreto de amônia podia dissolver os fosfatos de alumínio porém não os fosfatos de ferro.

Sendo a dinâmica do fósforo muito complexa nos solos, às relações obtidas entre as várias formas deste elemento e o disponível para às plantas variam de acordo com os diversos tipos de solos. Daí diversos autores (4, 92, 96, 105, 110, 120, 123) concordarem em que a forma de fósforo ligado a alumínio é a mais

aproveitável pelas plantas em solos ácidos. Por outro lado Alexander e Robertson (6) e Taylor et al (127) encontraram que os fosfatos de ferro e alumínio foram os mais importantes fornecedores de fósforo em solos ácidos. Mesmo em solos donde o fosfato de cálcio era a forma dominante (87). Também encontraram que o fosfato de alumínio e ferro foram as mais aproveitáveis. Resultados semelhantes foram encontrados por Gupta e Misra (71) em solos com pH compreendido entre 6,4 a 9,9. Dumbar e Baker (45) y Mc Clean (98) encontraram no fosfato de alumínio a forma mais ativa em solos ácidos ou acerca da neutralidade, porém estes mesmos solos que haviam sido recentemente fertilizados, a forma fosfato de ferro foi a maior fonte de fósforo, coincidindo estes resultados com trabalhos realizados por Al-Ibbas (3), Levesque (94) e Synge et al (116) em solos nos quais predominavam fosfato de ferro e alumínio Plessis e Burger (109) encontraram que as formas mais aproveitáveis foram os fosfatos de alumínio e fosfato de cálcio e em solos onde havia predominância de fosfato de cálcio as formas fosfatos de alumínio e de ferro foram as mais aproveitáveis para as plantas. Outros investigadores (76, 99, 111) encontraram que a fração fosfato de cálcio foi maior fonte de fósforo nos solos estudados.

Investigações efetuadas em solos de Colombia (19, 126) foi demonstrado que além da forma inerte, o fósforo orgânico constituía a reserva mais importante, estes resultados coincide com os de outros trabalhos realizados em Costa Rica (57), Ghana (1),

e Nigeria (48). Em solos da Amazônia brasileira, Vieira e Bornemisza (133) encontraram que o fósforo orgânico entre 8 a 61% do fósforo total do solo. Ainda em solos de Colombia (19) foi encontrado a predominância de fosfatos férricos e alumínicos sobre os fosfatos de cálcio. Segundo Morillo e Fassbender (103), Hsu e Jackson (82) e Suyers (125) este fato deve ser considerado normal em solos de regiões tropicais que estão submetidos a fortes meteorizações.

2.3 Transformações Microbiais do Fósforo no Solo

2.3.1 Compostos orgânicos fosforados

A maior parte do metabolismo microbial do fósforo nos solos tem que ver com os compostos orgânicos fosforados, cuja natureza química não está determinada com precisão, mesmo se conhecendo os fosfolípidos ácidos nucleicos, nucleotídeos, fosfoaçúcares, algumas coenzimas e os sais do ácido fítico (inositol hexafosfatos) Fig 1, que é o sal mais importante do fósforo orgânico (7, 9, 38). De acordo a Black e Goring (15) se realiza a mineralização do fósforo quando a relação C/P-orgânico é inferior a 200:1 enquanto que a imobilização corresponde a relações mais amplas. No entanto outros trabalhos (17, 18, 48) demonstram que o mais importante é o tipo do composto orgânico fosforado no solo, que a relação C/P-orgânico. Blasco (18) sugere que a resistência à mineralização dos compostos orgânicos procede na ordem seguinte: Fitatos de ferro e alumínio, fitatos

de cálcio e magnésio, fosfolipídios, ARN e ADN.

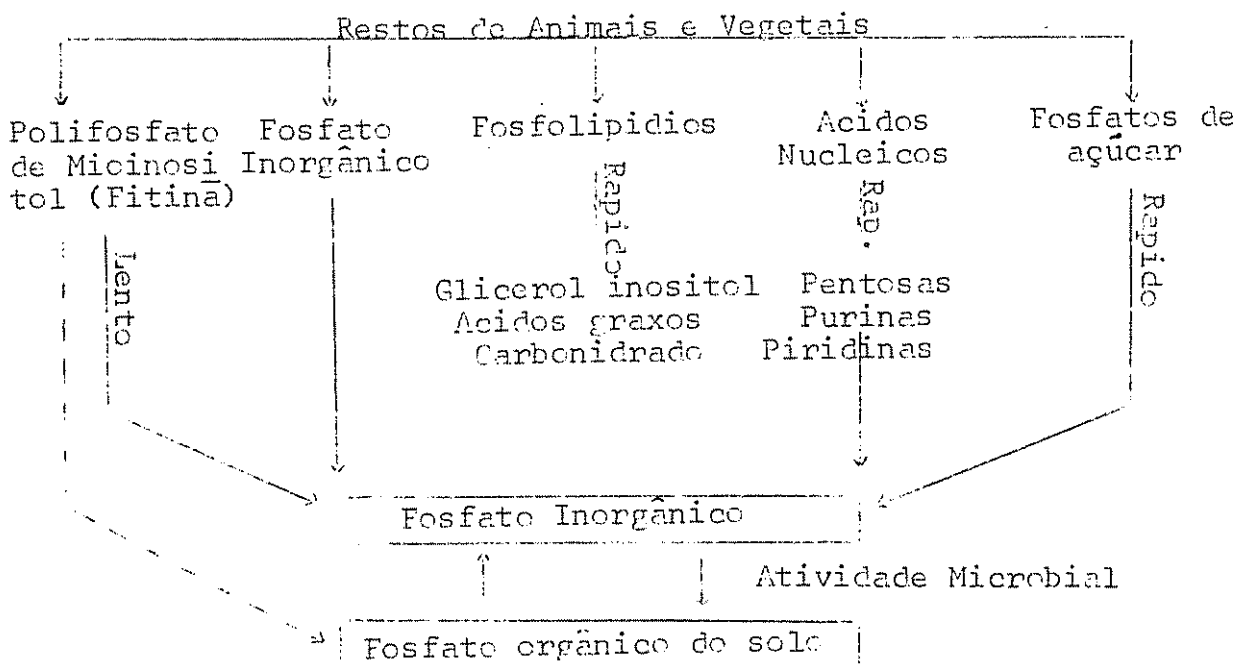


Fig. 1. Decomposição de materiais orgânico no solo, segundo Cosgrove (39).

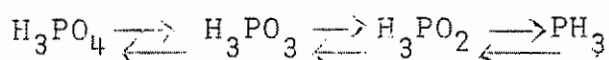
Os fitatos quimicamente são muito mais estáveis devido às uniões esterificadas do fósforo com o ácido fítico e seus sais (8, 60, 67). Os fosfolipídios apresentam uma menor resistência a degradação por serem solúveis em álcool, ainda que surgem alguns problemas devido às suas reações com as argilas (68). As quantidades de ARN e ADN, são, muita pequenas nos solos (2, 10), porém facilmente degradáveis por ser parte dos ácidos nucléicos metabolizados rapidamente pelos microorganismos, por constituir uma fonte importante de energia (5).

2.3.2 Microorganismos que intervêm no metabolismo do fósforo

A diferença do que ocorre nas transformações do nitrogênio e enxofre, não existe especialização entre os microorganismos que intervêm nas reações bioquímicas do fósforo no solo. Qualquer microorganismo que produza hidrolasas do tipo fosfatasa, nucleotidasas e fitasas (Arthrobacter, Bacillus, Pseudomonas, Aspergillus, Cunniganelas, Pencillum, Rhizopus, Streptomyces, etc.) podem intervir nas reações do fósforo (30, 70, 91). Geralmente mais de 50% dos microorganismos presentes nos solos produzem fosfatasas e entre eles as bactérias mostram ademais a atividade de nucleotidasa fitasa (38). O microorganismo que vem recebendo maior atenção, é o Bacillus megatherium var. fosfaticum, devido que está sendo recomendado como inoculante de solos e sementes para melhorar e aproveitar a disponibilidade do fósforo (36).

2.3.3 Oxidação-redução do fósforo pelos microorganismos

Adams e Conrad (2) foram os primeiros a reportar que quando se adicionava fosfito a um meio de cultivo, o mesmo era recobrado como fosfato nas células microbiais. Por outro lado foi comprovado que a partir de ortofosfatos, os microorganismos, mediante redução podem formar fosfitos e hipofosfito (5). Este autor assinala como possível uma reação reversível de oxidação-redução:



2.3.4 Efeitos de distintos fatores no metabolismo do fósforo

2.3.4.1 Temperatura

As distintas investigações realizadas (1, 43, 128) demonstram que a mineralização do fósforo aumenta com a temperatura a partir de 30°C.

2.3.4.2 Umidade

Birch e Friend (14) encontraram que ciclos alternos de umidade e secamento favoreceram a mineralização do fósforo. Por outro lado Ekpete e Cornfield (46) assinalam que os diferentes níveis de umidade até 70% de saturação não influem na mineralização, porém a medida que as condições anaeróbicas vão se tornando dominantes aumenta o fósforo disponível, possivelmente pela redução de fosfatos férricos a ferrosos.

2.3.4.3 Reação do solo

Os resultados obtidos são contraditórios. Segundo Thompson et al (129), a mineralização do fósforo tende a aumentar com o pH dos solos. No entanto a prática de calagem tende a diminuir a mineralização, já que se acordo com Halstead (74) o Ca(OH)_2 , CO_3Ca e CO_3Mg inibem a ação da fosfatasa. Jackman e Black (85), Skujins (119), assinalam que as atividades enzimáticas que inteferem na mineralização do fósforo ocorrem a pH próximo a neutralidade.

2.3.5 Adição de compostos orgânicos e inorgânicos

A adição de compostos orgânicos (fosfoaçúcares, ácidos nucleicos, etc.), com alto conteúdo de fósforo incrementa positivamente a mineralização (106, 108). Acquaye (1) encontrou que a mineralização do fósforo aumentava com tratamentos que proporcionavam um melhor equilíbrio nutricional do solo.

2.4 Mineralização do Carbono

Aceita-se (20, 47, 114) que a produção de CO_2 é uma medida adequada da mineralização dos resíduos vegetais, a qual realizam os microorganismos para obter a energia e o carbono necessários para o seu crescimento e constituição de suas células respectivamente (66).

Geralmente os diferentes compostos orgânicos (celulosa, hemicelulosa, lignina, etc.) são decompostos por grupos específicos de microorganismos que têm em comum o hábito heterotrófico de nutrição (69, 118, 139). A mineralização do carbono é melhor em condições aeróbicas posto que se necessita a presença de O_2 livre para uma produção máxima de CO_2 (13, 100), enquanto que em condições anaeróbicas além de CO_2 pode se formar metano, ácidos orgânicos e alcoóis (134). A formação de CO_2 aumenta com a temperatura por favorecer esta uma boa atividade microbiana. A acidez dos solos por diminuir o metabolismo microbiano influencia negativamente na produção de CO_2 (5).

3. MATERIAIS E METODOS

O presente trabalho foi levado a cabo nos laboratórios do Departamento de Cultivos e Solos Tropicais do IICA-CTEI.

3.1 Solos

3.1.1 Localização

Para se realizar o presente estudo foram elegidos duas áreas, uma do Cantão de Esparta e outra pertencente a província de Guanacaste nos cantões de Libéria e Filadélfia em Costa Rica, nos quais é importante o cultivo de feijão (Phaseolus vulgaris L.). A localização e outros detalhes se apresentam no Quadro 1 (Apêndice). De acordo com os estudos realizados pelo Ministerio de Agricultura de Costa Rica (131, 132), Harris et al (78), e as observações diretas no campo as regiões podem ser descritas como segue: o material parental da cadeia Peñas Blancas-Cerrillos-San Jeronimo, Cantão de Esparta, é constituída por basaltos andesítico com influência de materiais piroclásticos, sendo mais notáveis em Peñas Blancas. São solos bem meteorizados que no caso de Peñas Blancas e Cerrillos mostram um horizonte B argílico fortemente alterado, enquanto que o horizonte B correspondente a San Jeronimo é óxido. A topografia de Peñas Blancas e Cerrillos é escarpada com pendentes abruptas (30 a 66%), enquanto que San Jeronimo está situado sobre uma terraça com topografia ligeiramente ondulada (1 a 3%). É sugerida a

classificação de ultissol para Peñas Blancas e Cerrillos e de oxisol para San Jeronimo.

Os solos estudados em Guanacaste (Tempisque, Las Trancas e Libéria) proveem de depositos aluviais e fluvio-lacustres, sob a ação principal do Rio Tempisque e parte de seus afluentes, como o Rio Libéria, cuja proximidade foram tomadas as amostras dêsse nome. A topografia pode ser considerada plana com solos geneticamente recém formados, não mostrando claramente horizontes de diagnóstico. Sugere-se para a sua classificação a ordem dos Entissoles. Ecologicamente esta área e a de San Jeronimo pertencem ao bosque sêco tropical enquanto que Peñas Blancas e Cerrillos pertencem ao bosque sub-tropical úmido (Holdridge*). Algumas características dos solos estudados aparecem no Quadro 1 (Apêndice).

3.1.2 Amostragem de solos

As amostras foram coletadas ao azar a uma profundidade de 20 cm tomando-se em diversos lugares volumes semelhantes de solo mesclando-os para homogeniza-los. Estas amostras foram sêcas ao ar e tamisadas a 2 mm em seguida analisadas para fósforo.

* Mapa Ecológico de Costa Rica.

Logo foram tomado 10 g de cada solo colocadas em tubos de ensaio e incubadas a uma temperatura constante de 30°C com os distintos tratamentos, durante tres períodos diferentes de uma cinco e dez semanas.

3.2 Desenho de Experimento

Como desenho de experimento foi escolhido previamente um desenho de composição central e rotável do tipo $2^4+2 \times 4+7 = 31$ tratamentos e os resultados analisados por superficie de resposta (Páez*) os tratamentos utilizados encontram-se no Quadro 2.

Quadro 2. Relação de tratamentos aplicados nos diferentes solos, utilizando-se Ca, N, P e S. Fatorial $2^4+2 \times 4+7 = 31$ tratamentos.

Composto	Elementos	Tratamentos				
CaCO ₃	Ca	Ca ₀	Ca ₁	Ca ₂	Ca ₃	Ca ₄
		0	500	1000	1500	2000
(NO ₃) ₂ Ca	N	N ₀	N ₁	N ₂	N ₃	N ₄
		0	25	50	75	100
CaH ₄ (PO ₄) ₂	P	P ₀	P ₁	P ₂	P ₃	P ₄
		0	25	50	75	100
SO ₄ Ca	S	S ₀	S ₁	S ₂	S ₃	S ₄
		0	25	50	75	100

* Páez G. Notas de classe. 1971.

Continuação do Quadro 2.

Tratamentos		Combinações				doses aplicadas em ppm				
Testemunha	0	Ca ₀	N ₀	P ₀	S ₀	0	0	0	0	
	2 ⁴	1	Ca ₁	N ₁	P ₁	S ₁	500	25	25	25
		2	Ca ₁	N ₁	P ₁	S ₂	500	25	25	75
		3	Ca ₁	N ₁	P ₃	S ₁	500	25	75	25
		4	Ca ₁	N ₁	P ₃	S ₃	500	25	75	75
		5	Ca ₁	N ₃	P ₁	S ₁	500	75	25	25
		6	Ca ₁	N ₃	P ₁	S ₃	500	75	25	75
		7	Ca ₁	N ₃	P ₃	S ₁	500	75	75	25
		8	Ca ₁	N ₃	P ₃	S ₃	500	75	75	75
		9	Ca ₃	N ₁	P ₁	S ₁	1500	25	25	25
		10	Ca ₃	N ₁	P ₁	S ₃	1500	25	25	75
		11	Ca ₃	N ₁	P ₃	S ₁	1500	25	75	25
		12	Ca ₃	N ₁	P ₃	S ₃	1500	25	75	75
		13	Ca ₃	N ₃	P ₁	S ₁	1500	75	25	25
		14	Ca ₃	N ₃	P ₁	S ₃	1500	75	25	75
		15	Ca ₃	N ₃	P ₃	S ₁	1500	75	75	25
16	Ca ₃	N ₃	P ₃	S ₃	1500	75	75	75		
8	17	Ca ₀	N ₂	P ₂	S ₂	0	50	50	50	
	18	Ca ₄	N ₂	P ₂	S ₂	2000	50	50	50	
	19	Ca ₂	N ₀	P ₂	S ₂	1000	0	50	50	
	20	Ca ₂	N ₄	P ₂	S ₂	1000	100	50	50	
	21	Ca ₂	N ₂	P ₀	S ₂	1000	50	0	50	
	22	Ca ₂	N ₂	P ₄	S ₂	1000	50	100	50	
	23	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₀	1000	50	50	0	
	24	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₄	1000	50	50	100	
7	25	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	
	26	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	
	27	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	
	28	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	
	29	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	
	30	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	
	31	Ca ₂	N ₂	P ₂	S ₂	1000	50	50	50	

Todos os compostos utilizados contêm cálcio, porque de acordo a revisão de literatura (51, 52) pode ajudar este elemento a uma melhor solubilização do fósforo em solos ácidos às vezes pode influenciar na atividade da fosfatasa nos solos (39, 74).

3.3 Procedimento Analítico

3.3.1 Análise de fósforo nos solos

3.3.1.1 Fracionamento de fósforo

Uma grama de solo foi extraído sucessivamente com ClNH_4 , CH_3COOH , FNH_4 , NaOH , H_2SO_4 , $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4$ -citrato e NaOH , para se obter as distintas frações de fósforo segundo o método de Chang e Jackson (31) com modificações propostas por Sen Gupta e Cornfield (115). As leituras se realizaram pelo método Cloro-estano-se-molibdico-fosforico reduzido (31).

3.3.1.2 Determinação do P-orgânico

Para esta determinação se utilizou o método de ignição de Saunders e Williams (113).

3.3.1.3 Determinação de hexafosfato de inositol

Nesta determinação seguiu-se a marcha analítica proposta por Sterverson (121).

3.3.1.4 Fixação de fósforo

Para este processo se utilizou o método indicado por Fassbenfer e Igue (56) utilizando-se diferentes concentrações de P entre 0 e 1000 ppm.

3.3.2 Incubação dos distintos solos

Dez gramas de solo sêco ao ar foram colocadas em tubos de ensaio, adicionado-se os tratamentos e ajustando a umidade 0,33 baros (capacidade de campo). No interior de cada tubo foi colocado um pequeno frasco contendo óxido de bário, com a finalidade de oxigenar o meio e recorrer o CO_2 produzido. Os tubos hermeticamente fechados com tampões de borracha foram incubados a 30°C por periodos de uma, cinco e dez semanas.

3.3.3 Determinação do P-disponível nos solos depois de incubados

O fósforo das amostras incubadas foi extraído seguindo-se os métodos de Morgan (102) e Bray-Kurtz-1 (23). O método de Morgan foi selecionado porque de acôrdo à literatura consultada, distintos autores (1, 17, 46, 49) usaram-no em solos do trópico para medir o metabolismo do fósforo. O método de Bray-Kurtz foi usado porque extrai o P adsorvido nas frações de Fe e Al já que se considera, (5) que parte do fósforo mineralizado pode ser imediatamente retido por estes dois elementos.

3.3.4 Determinação de CO_2

O CO_2 foi determinado utilizando-se um calcimetro de acôrdo a técnica empregado por Cornfield (37).

3.4 Análises Estatístico

Para se estudar o metabolismo dos solos em termos de produção de CO₂ se utilizou uma curva logarítmica $Y = A.X^B$ donde,

Y = variável de resposta (mg de CO₂/10 g de solo)

A = constante

X = variável de tempo (semanas de incubação)

B = taxa de cambio por cada unidade de X.

Para se estimar as doses máximas necessárias a uma produção ótima de fósforo metabolizado se utilizou uma função de respos-

ta $Y = B_0 + B_1X_1 + B_2X_2 + \dots + B_{11}X_1^2 + \dots + B_{12}X_1X_2 + \dots + B_{34}X_3X_4$

$X_1 = Ca, X_2 = N, X_3 = P$ e $X_4 = S$

4. RESULTADOS

4.1 Transformações do Fósforo nos Solos Incubados com os Distintos Tratamentos

Os resultados obtidos se apresentam nos Quadros 3, 4 e 5 (Apêndice). Os distintos valores encontrados demonstram que o método de Bray-Kurtz-1 extraíram mais fósforo que o método de Morgan. Com excessão de solo caracterizado como San Jeronimo no qual os valores se igualaram, para os outros restantes indicando que a mescla $\text{FNH}_4\text{-0.03N-HCl-0.025N}$ solubiliza maiores quantidades de fósforo que a $\text{CH}_3\text{COONa:CH}_3\text{COOH}$. Isto foi válido para os tres solos de Guanacaste e dois de Esparta. Considerando-se como P-mineralizado a diferença entre o P produzido pelas amostras que receberam tratamentos e o P extraído das amostras testemunhas a mineralização foi o processo generalizado durante os períodos de incubação dos solos. No entanto num sentido mais estrito somente deve-se considerar que existe mineralização quando a diferença; P extraído da amostra tratada-(P extraído da amostra testemunha + P adicionado) dê valores positivos. Caso contrário devê-se interpretar que houve imobilização pêlos microorganismos e ou retenção pelos coloides do solo. Analizando-se os dados sobre este ponto de vista a imobilização-retenção foi o processo que se apresentou nas amostras estudadas, como dominantes.

Os resultados de Peñas Blancas e San Jeronimo (Esparta) os valores do fósforo estiveram compreendidos entre 0.1 - 1.0 ppm

o melhor solo foi o de Tempisque (Guanacaste). Apresentaram-se resultados que foram em sua maioria superiores a 20 ppm quando se usou o método de Bray e Kurtz-1. Em conjunto os valores de P encontrados nos solos de Guanacaste superaram os obtidos nos solos de Esparta. De acordo com os resultados pode-se dizer que o metabolismo de P foi melhor nos solos de menor desenvolvimento genético (solos mais recentes), que ademais apresentaram a menor acumulação de materiais orgânicos, porém mais ricos em fósforo de acordo com a relação C/P-orgânico.

4.2 Necessidades dos Distintos Elementos, Ca, N, P, S, para uma Produção Ótima de Fósforo

No Quadro 6 (Apêndice) se encontra os coeficientes da função de resposta. Quando os coeficientes lineares são positivos e os quadráticos puros negativos indica que a função é crescente até chegar a um ponto ótimo a partir do qual a curva começa a decrescer. Neste caso a produção de P aumentará com a adição do elemento químico até que a dose aplicada alcance o ponto ótimo. Qualquer adição ocasionará uma diminuição da produção de fósforo. Quando os coeficientes lineares e os quadráticos puros são negativos não se necessita aplicação do elemento químico considerado. Neste caso qualquer dose aplicada ao solo é de se supor um decréscimo da produção de P disponível. No caso de que os coeficientes lineares e quadráticos puros sejam positivos a equação de resposta sempre é crescente. Quando isto ocorre, a efeitos práticos se recomenda a aplicação das doses

médias dos elementos para se conseguir uma adequada produção de fósforo (Supondo-se um desenho semelhante ao usado neste trabalho).

Se se observa as quantidades requeridas de cada elemento para conseguir as máximas produções de fósforo durante os três períodos de incubação, os solos de Esparta requerem doses mais altas de Ca, N, P, S, que os solos de Guanacaste; os solos de Esparta requerem os elementos na ordem $N > S > P$, enquanto que em Guanacaste a ordem é $S > P > N$. Por períodos de incubação as necessidades de Ca e P são menores no final das cinco primeiras semanas que nos períodos iniciais e finais. O comportamento do S é inversa à êsses dois elementos. As necessidades de N diminuem ligeiramente a medida que aumenta o tempo de incubação. Considerando cada região em separado o Ca é mais requerido pelos solos de Esparta ao final da incubação enquanto que os solos de Guanacaste necessitam as maiores quantidades no final das cinco semanas. O nitrogênio é mais requerido no final da primeira semana nos solos de Esparta e às dez semanas nos solos de Guanacaste. Para o fósforo o comportamento de ambas regiões é semelhante, posto que necessitam mais este elemento no final da incubação (Quadros 7 e 8).

Quadro 7. Necessidades máximas estimadas de Ca e N por solos, períodos de incubação e métodos, resultados em ppm.

Cálcio							
Solos	T ₁		T ₅		T ₁₀		Média
	M ₁	M ₂	M ₁	M ₂	M ₁	M ₂	
S ₁	1000,00	0,00	0,00	0,00	1000,00	1000,00	500,00
S ₂	0,00	5732,00	0,00	0,00	1000,00	1000,00	1288,00
S ₃	0,00	0,00	0,00	1000,00	1118,00	1118,00	539,33
S ₄	0,00	0,00	776,00	394,34	0,00	0,00	195,06
S ₅	638,63	0,00	1000,00	214,13	1000,00	1186,00	673,12
S ₆	0,00	1000,00	578,55	1897,37	1000,00	1450,00	987,65
Média	273,10	1126,06	392,42	584,31	853,00	959,00	
Média por período	697,58		488,36		906,00		
Média por método	M ₁ = 506,17		M ₂ = 889,79				
Nitrogênio							
S ₁	50,00	74,40	0,00	0,00	0,00	0,00	20,73
S ₂	37,30	183,28	164,62	15,36	0,00	0,00	66,76
S ₃	0,00	0,00	0,00	50,00	60,76	60,76	28,59
S ₄	0,00	0,00	42,75	0,00	0,00	0,00	7,13
S ₅	0,00	0,00	50,00	0,00	50,00	60,76	26,79
S ₆	0,00	0,00	13,70	0,00	34,13	0,00	7,97
Média	14,55	42,95	45,19	10,98	24,15	20,87	
Média por período	28,75		28,04		22,51		
Média por método	M ₁ = 27,93		M ₂ = 24,93				
T ₁ , T ₅ , T ₁₀ = Semanas de incubação; uma cinco e dez.							
M ₁ e M ₂ = Métodos de Bray-Kurtz-1 e Morgan respectivamente.							
S ₁ = Peñas Blancas		S ₃ = San Jeronimo		S ₅ = Las Trancas			
S ₂ = Cerrillos		S ₄ = Tempisque		S ₆ = Libéria			

Dentro dos solos do Cantão de Esparta o que melhor respondeu às aplicações de Ca, N, P foi o solo de Cerrillos, já que o metabolismo do fósforo tende a aumentar com o incremento das doses aplicadas. Por este motivo faz pressupor que os microorganismos do solo de Cerrillos são mais facilmente ativados que os do solo de Peñas Blancas e San Jeronimo. Concordando com isto se demonstrou por meio das curvas de CO_2 que este solo tem a propulação microbial mais ativa. Ainda dentro da região de Esparta o solo San Jeronimo foi o que melhor respondeu ao enxofre, que parece sugerir que a matéria orgânica deste solo tem uma relação C/S muito ampla. Dos solos de Guanacaste foi Tempisque que melhor respondeu às aplicações de N e P, enquanto que o Liberia respondeu melhor às aplicações de C e S.

Como pode ser apreciado nos Quadros 7 e 8, os dois métodos de extração de fósforo utilizados neste trabalho se comportam similarmente. A primeira vista a maior disponibilidade de fósforo ocorre quando se aplica Ca, porém se deve ao fato de que para o solo Cerrillos o ponto de inflexão da curva que corresponde ao ponto ótimo se distanciou muito da dose máxima empregada neste experimento.

4.3 Efeitos da Adição de Glucosa ($\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$) nas Transformações Microbiológicas do Fósforo e CO_2

Os resultados obtidos se encontram nas Figuras 2 e na Quadro 9 (Apêndice). A adição de glucosa em todos os casos se bem em forma mais notável nas primeiras cinco semanas de incubação favoreceu à mineralização do fósforo, devido a que os

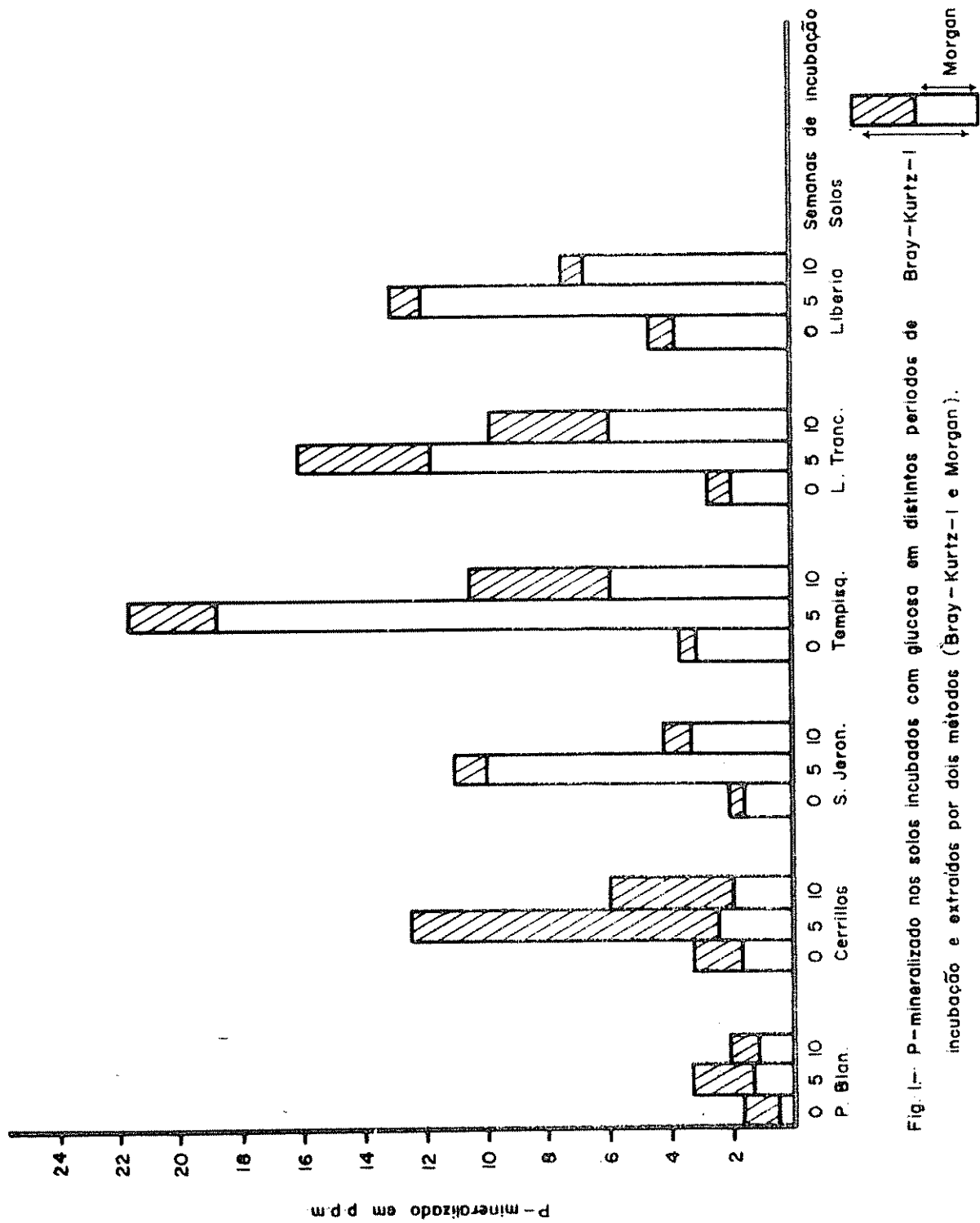


Fig. 1.— P-mineralizado nos solos incubados com glicose em distintos períodos de Bray-Kurtz-I incubação e extraídos por dois métodos (Bray-Kurtz-I e Morgan).

monossacarídeos não contêm este elemento em sua constituição. Os resultados demonstram que o açúcar serviu como fonte de energia, aproveitando os microorganismos para degradar os compostos orgânicos e liberar o fósforo.

Os dados também indicam que o aumento da relação C/P-orgânico ocasionado pela glucosa provoca uma melhor mineralização do fósforo. Considerando que o solo recebeu 220 ppm de carbono (calculado em base a fórmula $C_6H_{12}O_6$) se verificou uma imobilização de CO_2 , já que em nenhum caso se recuperou a quantidade de carbono adicionado. Como a assimilação de C significa um aumento de população a adição de glucosa resultou uma fonte energética mais eficiente na reação bioquímica de liberação do fósforo que em ativação do crescimento da população. Isto-se faz mais notável nos solos de Guanacaste onde a aplicação de glucosa ocasionou uma mineralização de fósforo maior que nos solos de Esparta.

4.4 Relação entre a Produção de CO_2 e o Fósforo Extraído com Dois Métodos nos Solos Tratados com Glucosa

No Quadro 10 se apresentam relações observadas entre a produção de CO_2 e o fósforo determinado com os métodos de Bray e Kurtz (23) e Morgan (102), nos solos incubados com 500 ppm de glucosa. A matriz de correlação permite o estudo de associação dentro do conjunto. A interpretação é de acordo à porcentagem de associação ($R^2 \cdot 100$). Segundo a classificação proposta por Páez*, que considera um valor baixo quando o mesmo está situado

* Páez, G. Notas de classe. 1971.

entre 0-25%, médio entre 25-50% forte entre 50-75% e muito forte entre 75-100%.

Quadro 10. Matriz de correlação entre a produção de CO₂ e o P extraído por dois métodos, nos solos tratados com glucosa.

X ₁	X ₂	X ₃	X ₄	X ₅	X ₆	
1,000	0,973	-0,678	-0,312	-0,470	-0,237	X ₁
	1,000	-0,784	-0,390	-0,520	-0,345	X ₂
		1,000	0,833	0,799	0,792	X ₃
			1,000	0,837	0,943	X ₄
				1,000	0,899	X ₅
					1,000	X ₆

X₁ e X₂ = CO₂ produzido em 5 e 10 semanas de incubação respectivamente.

X₃ e X₄ = P extraído pelos métodos de Bray-Kurtz-1 e Morgan a cinco semanas de incubação respectivamente.

X₅ e X₆ = P extraído pelos dois métodos acima referidos a 10 semanas de incubação respectivamente.

A forte porcentagem de associação encontrada entre as produções de CO₂ às cinco (X₁) a dez (X₂) semanas de incubação pode ser interpretado no sentido de que atividade microbiana detectada no segundo período de incubação é muito dependente do comportamento metabólico ocorrido no primeiro período.

Se encontra uma forte associação entre a produção de CO₂ às dez semanas de incubação (X₂) e o P determinado pelo método

de Bray-Kurtz-1 às cinco semanas. Foi encontrada uma associação média entre as produções de (X_1 e X_2) e o P extraído com o método de Morgan para os mesmos períodos de incubação (X_3 e X_5), enquanto que a associação entre a atividade microbiana e o P determinado pelo método de Morgan para os dois períodos de incubação (X_4 e X_6) foi baixa. Portanto este experimento com glicose o método de Bray é o mais válido que o de Morgan para medir o P mineralizado como expressão do metabolismo microbiano.

Houve uma forte associação entre o P determinado pelo método de Bray-Kurtz-1 às dez semanas de incubação (X_5) e o P obtido pelo método de Morgan nesse mesmo período, e entre o P extraído às cinco semanas (X_4) e às dez semanas (X_6) com o método de Morgan. Também foi verificado uma forte associação entre o P obtido às cinco semanas e o método de Bray-Kurtz, havendo ainda uma forte associação entre este método e o de Morgan para ambos os períodos de incubação. Todos estes resultados demonstram que ambos os métodos selecionados para a determinação de P mineralizado funcionaram com bastante semelhança. Os resultados demonstram que se bem os reativos CH_3COONa (Morgan) e $\text{FNH}_4\text{-HCl}$ (Bray-Kurtz-1) são diferentes quanto ao poder de extração, ambos funcionam com bastante semelhança. Se poderia sugerir que isto é devido a que o P adsorvido é dependente do P que aparece na solução do solo por efeito da mineralização. Um dos métodos (Morgan) estaria determinando o P da solução do solo enquanto que o método de Bray-Kurtz-1 determinaria ambas as

frações ao mesmo tempo.

Os resultados sugerem ainda que o método de Morgan mede o P intercambiável que corresponde a um momento dado (quando se realiza a análise) de atividade. Pelo contrário as quantidades extras extraídas pelo método de Bray-Kurtz-1 em relação a Morgan, estariam indicando que se extraem quantidades de P produzidas não somente em um momento de atividade, senão outras correspondentes a períodos prévios e que permanecem adsorvidas (não precipitadas) pelo alumínio e pelo ferro, como também o cálcio no caso dos solos de Guanacaste.

4.5 Fracionamento do Fósforo nos Solos Estudados

Os valores encontrados para o fracionamento do fósforo se apresentam no Quadro 11 (Apêndice). Em conjunto os solos do Cantão de Esparta têm maior concentração de P-total que os solos de Guanacaste. O P-orgânico entre 58 (Peñas Blancas) e 36% (Cerrillos), correspondendo a maior concentração absoluta, 506.7 ppm a San Jeronimo, devido a que este solo apresenta o maior conteúdo de matéria orgânica (15%). O P-orgânico constitui a maior fração unitária dentre todas as formas de fósforo determinadas.

Os fosfatos de ferro e alumínio incluindo as frações solúveis e ocluídas em redutantes, superam os fosfatos mono-di-e tricálcicos demonstrando que nos solos de ambas as regiões há abundancia de óxidos hidratados de ferro e alumínio. As menores

concentrações de fosfatos de ferro e alumínio se encontram nos solos Tempisque e Las Trancas, aluviões próximos ao Rio Tempisque. Pode-se dizer que a retenção de fósforo por estes dois elementos (Fe e Al) foi menor nos solos de formação mais recentes. A maior concentração de fosfatos de cálcio se encontra no solo Tempisque, que é o que apresenta pH mais elevado. O fósforo aproveitável nestes solos, determinados por tres métodos resultou muito baixo em todos êles.

4.6 Determinação do Hexafosfato de Inositol

No Quadro 12 estão apresentados os dados obtidos nas determinações do mio e isômero hexafosfato de inositol, que são compostos polihidroxi-ciclo-hexano de fósforo, ou fosfo-esteres, como também as relações C/P-orgânico. Se a estes resultados se adicionassem as quantidades de P retido no primeiro intercâmbio com a resina aniônica (não incluído no Quadro por ser considerados fitatos), se poderia dizer que praticamente todo o fósforo destes solos é esterificado.

As maiores porcentagens de hexafosfato de inositol foram encontradas nos solos de Guanacaste compreendendo entre 80-84% do P-orgânico cifras que podem ser consideradas muito elevadas. A menor porcentagem 36.5% foi obtida no solo de San Jeronimo (Esparta).

Quadro 12. Hexafosfatos de inositol e relações C/P-orgânico nos solos estudados.

Solos	Hexafosfatos de inositol		Total ppm	% P-orgânico	Relação C/P-orgânico
	mic ppm	Isômero ppm			
P. Blancas	140.00	125.00	245.00	76.00	116
Cerrillos	30.00	110.00	140.00	55.00	139
S. Jeronimo	50.00	135.00	185.00	36.50	173
Tempisque	125.00	105.00	230.00	80.00	75
Las Trancas	110.00	65.00	175.00	82.00	72
Libéria	150.00	55.00	205.00	84.50	66

Tendo-se em conta as relações C/P-orgânico pode-se observar que existe tendência a diminuir os hexafosfatos de inositol à medida que essa relação aumenta, isto quer dizer, que conforme a concentração de P aumenta nos resíduos orgânicos também aumenta o hexafosfato de inositol o qual poderia se interpretar no sentido de que é o composto mais resistente a degradação biológica. De acordo com estes resultados os microorganismos tratam primeiro de mineralizar o P de compostos tais como os fosfolípidos, que também são ésteres (sais de timetilamônio), ácidos nucleicos, etc., deixando como parte residual os hexafosfatos de inositol.

A relação C/P-orgânico indica que os compostos orgânicos dos solos de Guanacaste contêm mais fósforo que os do Cantão de Esparta. Esta relação tende a diminuir com a porcentagem de matéria orgânica.

4.7 Metabolismo dos Solos Expressados em Termos de Produção de CO₂

Nas Figuras 3, 4 estão apresentadas as curvas de CO₂ que correspondem aos tratamentos testemunhas e àqueles que produziram a máxima e mínima atividade metabólica. Os dados completos da produção de CO₂ correspondentes a todos os tratamentos aparecem nos Quadros 13, 14, 15, 16, 17, 18 (Apêndice).

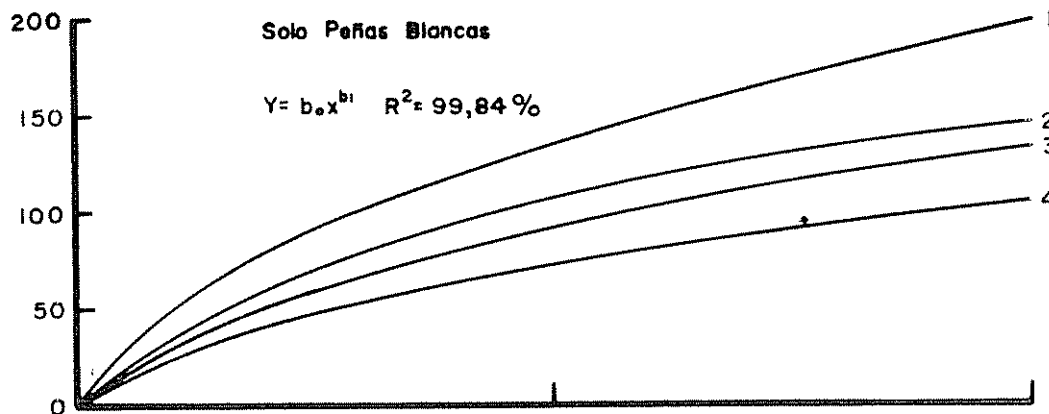
Os resultados demonstram que a atividade total dos solos se ajustam com alta confiabilidade a uma curva logarítmica.

A maior produção de CO₂ ocorreu nas primeiras cinco semanas de incubação para ir diminuindo logaritmicamente conforme passava o tempo. Os distintos tratamentos afetam a produção de CO₂, bem aumentando a atividade microbiana ou diminuindo (valores mais altos ou mais baixos que a testemunha), respectivamente.

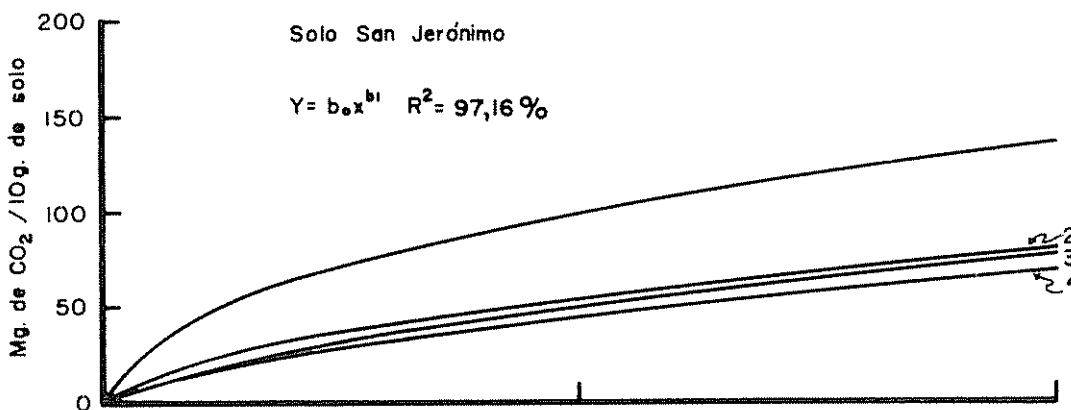
A produção acumulada em Mg de CO₂/10 g de solo de Peñas Blancas, Cerrillos, San Jeronimo, Tempisque, Las Trancas e Libéria nas testemunhas foi de 121,22, 153,34, 78,10, 90,64, 82,72 e 84,48 respectivamente. De acordo com os resultados obtidos descartando a glicose a maior produção de CO₂ se apresentou no solo Cerrillos 185,02.

A primeira vista as diferenças em CO₂ produzidas pelos distintos tratamentos são pequenas, no entanto deve ser recordado que no experimento que se levou a cabo foi utilizado 10 g de solo, que uma vez transformada esta quantidade em Kg/Ha, uma

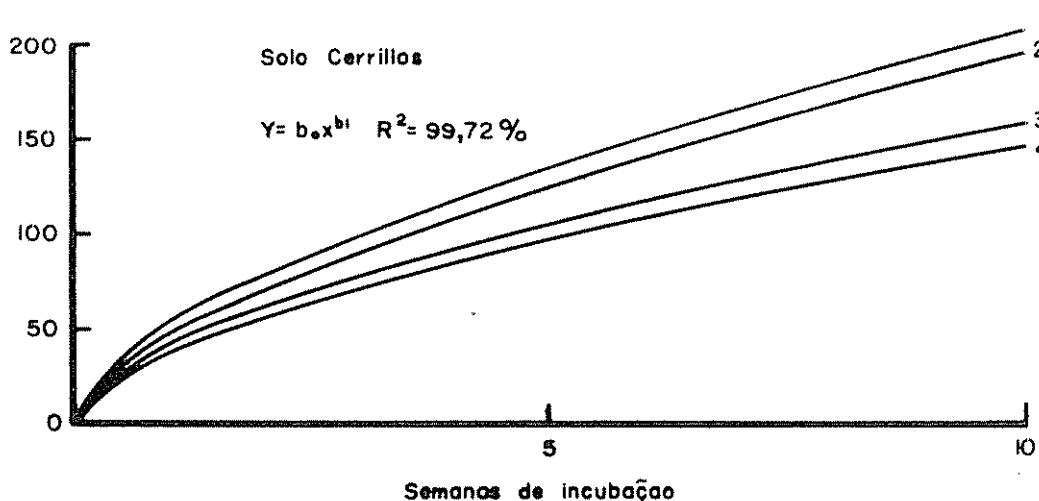
PROV. DE PUNTARENAS



- 1- Glucosa 500 p.p.m.
- 2- Ca N P S
500 25 75 25 p.p.m.
- 3- Testemunha
- 4- Ca N P S
1600 75 25 75 p.p.m.



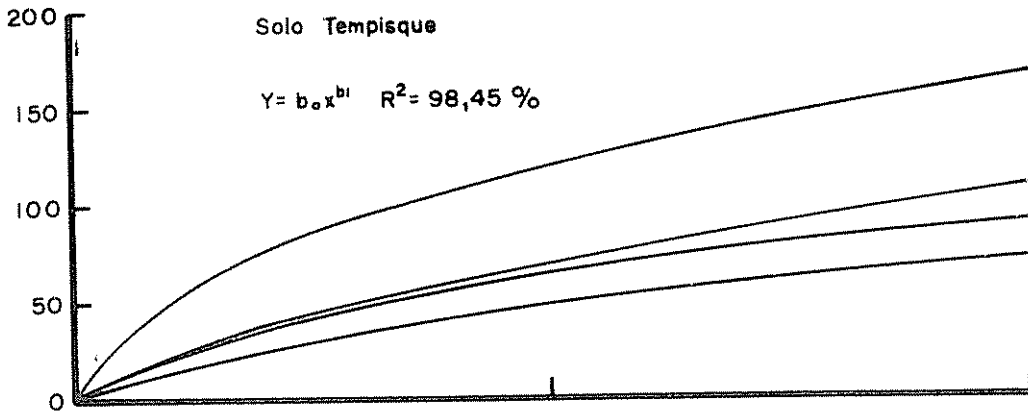
- 1- Glucosa 500 p.p.m.
- 2- Ca N P S
1500 25 75 25 p.p.m.
- 3- Testemunha
- 4- Ca N P S
1000 75 25 75 p.p.m.



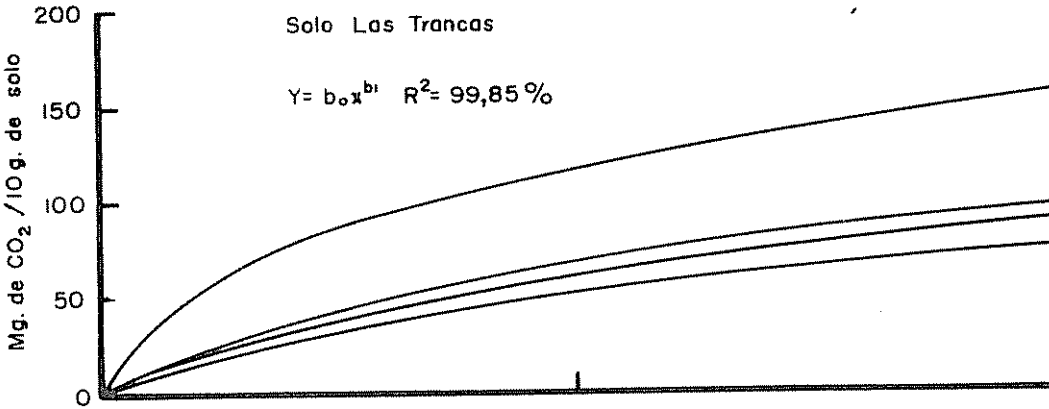
- 1- Glucosa 500 p.p.m.
- 2- Ca N P S
500 25 75 25 p.p.m.
- 3- Testemunha
- 4- Ca N P S
1600 75 25 75 p.p.m.

Fig. 2.- Mineralização de carbono utilizando diferentes níveis de Ca, N, P, S e 500 p.p.m. de glucosa durante 10 semanas de incubação.

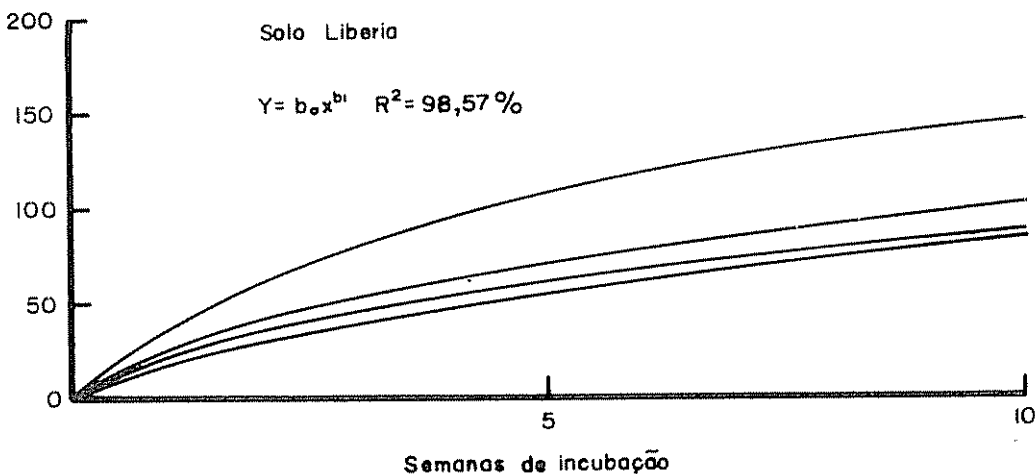
PROV. DE GUANACASTE



- 1- Glucosa 500 p.p.m
- 2- Ca N P S
1500 25 75 75 p.p.m
- 3- Testemunha
- 4- Ca N P S
500 25 75 25 p.p.m.



- 1- Glucosa 500 p.p.m
- 2- Ca N P S
1000 0 50 50 p.p.m.
- 3- Testemunha
- 4- Ca N P S
500 25 25 25 p.p.m.



- 1- Glucosa 500 p.p.m
- 2- Ca N P S
1000 50 100 50 p.p.m
- 3- Testemunha
- 4- Ca N P S
500 50 50 50 p.p.m

Fig 3- Mineralização de carbono utilizando diferentes níveis de Ca, N, P, S e 500 p.p.m. de glucosa durante 10 semanas de incubação.

pequena diferença pode ser bastante considerável. Por exemplo, uma diferença de 5 mg de CO₂/10 g de solo é equivalente a mais ou menos uma mineralização de 500 ppm transformado em Kg/Ha.

A melhor mineralização absoluta se apresentou nos solos de Cerrillos, Peñas Blancas (Cantão de Esparta). Ao contrário o solo de San Jeronimo foi o de peor mineralização, possivelmente ocasionado por um excesso de carboidratos, já que o carbono determinado nos primeiros solos foi de 3.4 e 4.0% enquanto que em San Jeronimo esta porcentagem se elevou a 8.7. O comportamento dos solos de Guanacaste é intermediário entre os dois extremos anteriores. Comparativamente tendo-se em conta a porcentagem de C disponível pelos microorganismos, a melhor mineralização corresponde a Cerrillos seguido pelos solos de Guanacaste.

4.8 Correlação entre a Produção de P e a Atividade Metabólica dos Solos

Os distintos fatores de correlação são apresentados no Quadro 13. Pode-se observar que as melhores correlações entre a produção de P e CO₂ da atividade microbial se estabelecem nas primeiras semanas de incubação, com exceção do solo Libéria, donde forem detectadas correlações semelhantes para a primeira e quinta semanas. Para os solos de cada região as melhores correlações entre P e CO₂ corresponderam a Cerrillos (0.882), e a Tempisque (0.776) que precisamente são os solos que em cada zona Esparta e Guanacaste respectivamente se comportaram melhores no experimento, na transformação do fósforo. De acordo com estes

resultados pode-se dizer que a atividade microbiana se dirige mais consistentemente a formar P-mineral no primeiro período de incubação que no resto das outras mesmas.

O crescimento da população microbiana e o maior conteúdo de compostos orgânicos solúveis no início da incubação dos solos permite um elevado metabolismo que se traduz ou que representa uma mineralização geral dos elementos, entre eles o C e o P. Porém conforme a resistência dos compostos orgânicos à decomposição aumenta, os resultados podem ser interpretados no sentido de que a mineralização dos elementos é mais heterogênea, provavelmente porque o ataque microbiano vai deixando de ser massivo, e por conseguinte sobre a relação C/P-orgânico geral do solo impera a relação C/P-orgânico dos compostos mais resistentes, que ao parecer, ocasiona esses desequilíbrios na mineralização.

Quadro 13. Correlações entre as produções de fósforo e a atividade microbiana nos diversos períodos de incubações.

Local	Solos	Semanas de Incubações		
		1	5	10
	Peñas Blancas	0,659	-0,186	-0,537
Esparta	Cerrillos	-0,882	0,027	0,495
	S. Jeronimo	0,538	0,338	0,438
	Tempisque	-0,776	-0,547	0,535
Guanacaste	Las Trancas	-0,354	0,513	0,557
	Libéria	0,219	0,444	0,078

5. DISCUSSÃO

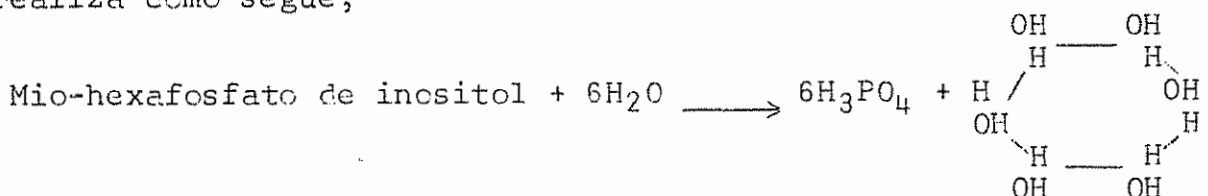
O baixo conteúdo de P- aproveitável destes solos confirma o encontrado por distintos autores (49, 52, 54), em solos de área tropical de América. Como se sabe (50, 51) estas baixas concentrações se deve a que o P que passa à solução do solo é retido em forma não disponível, pelos sesquióxidos de ferro e alumínio abundantes em solos tropicais, e pela alofana, mineral característicos dos solos derivados de cinzas vulcânicas.

Segundo Chng e Juc (32), Hsu e Jackson (82), Morillo e Fassbender (103), dentro da fração inorgânica os fosfatos de ferro e alumínio se tornam predominantes à medida que o solo se vai meteorizando. Isto explica porque os solos do Cantão de Esparta, muita mais velho que os de Guanacaste têm as mais altas concentrações dessas frações. Como indica Hardy (77) e Sivarajaringhan et al (117), as características dos solos meteorizados é a abundância de sesquióxidos. Esta presença de Al_2O_3 e Fe_2O_3 em formas mais ou menos hidratadas são as causas da retenção de P e portanto o aumento das concentrações de PO_4Al e PO_4Fe . Pelo contrário os fosfatos de cálcio, como ocorre no solo Tempisque é indicativo de pouca meteorização e pouco lavado de bases, portanto existem mais possibilidades de o P reacione com as mesmas, neste caso especialmente com o cálcio.

Segundo Russel (112), o fósforo orgânico é considerado como a reserva fosforado dos solos tropicais. Quantitativamente

isto é certo para os solos estudados porém sem tomar em consideração as fortes porcentagens de hexafosfato de inositol encontrados; sendo no entanto discutível a ideia de que essa reserva mediante a ação microbiana seja facilmente transformada em P-disponível. Cosgrove (38) indica que os fitatos são os compostos orgânicos fosforados mais difíceis de mineralizar-se. Daí que nos solos estudados se deve esperar uma lenta transformação microbiana independentemente da quantidade de P-orgânico existente no solo. É dizer o que se pode considerar o P-orgânico como reserva fosforada depende da qualidade dos compostos; como já demonstrou Enwezor (48), e se observa neste trabalho, é mais importante que a relação C/P-orgânico. Esta relação nos solos estudados são teoricamente ótimas (5), para produzir uma elevada taxa de mineralização de fósforo, o que na realidade não ocorreu.

À baixa taxa de mineralização dos fitatos é devido não só a sua grande estabilidade química (9), como também ao fato de que sua catálise hidrolítica, que segundo Jackman e Black (84), se realiza como segue,



não pode ser efetuada pela fosfatasa, senão somente pela fitasa, que segundo demonstrou Greaves et al (70) é produzida por uma porcentagem de microorganismos menor que os produtores de fosfatasa. Exceto para o solo de San Jeronimo as quantidades de

hexafosfato de inositol encontradas são de muito menor magnitude de que os encontrados em outros trabalhos para solos de zonas temperadas, (21, 22, 27, 28, 39, 97, 107). Unicamente Kosaca e Abe (90) reportaram quantidades semelhantes às encontradas aqui, para alguns solos vulcânicos do Japão. Até onde se consultou a literatura não foi conseguido referências sobre fitatos em solos tropicais. É necessário mais investigações para saber se o alto porcentagem de hexafosfato de inositol é uma característica da matéria orgânica dos solos tropicais.

A mineralização da matéria orgânica é melhor nos primeiros dias de incubação porque existe uma maior porcentagem de compostos orgânicos solúveis e proteínicos que os microorganismos atacam com preferência, conforme aumenta o período de incubação o que resta são celulosas hemicelulosas e ligninas (89) que são muito mais difíceis de serem atacadas devido ao seu alto peso molecular e uma maior estabilidade de seus enlaces orgânicos.

Os microorganismos uma vez que consomem os açúcares e proteínas, trabalham muito lentamente pois necessitam de várias etapas para converter os compostos orgânicos complexos em compostos mais simples (hexosas). Assim por exemplo, a celulosa que é o composto orgânico mais abundante nos solos requiere ser convertido segundo Halliwell (72) a cadeia polianidro glucosa e celobiosa antes de formar açúcar. E como assinala Alexander (5), as reações intermediárias não deixam energia livre que estimule a atividade microbial. Também ajuda a explicar a diminuição da

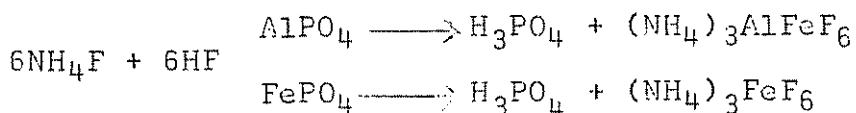
mineralização do carbono como aumento do tempo de incubação. O fato de que conforme a decomposição da matéria orgânica torna-se mais difícil, a respiração microbial que em sentido estrito significa a oxidação dos compostos orgânicos atuando o CO_2 como aceitador de elétrons, é mais deficiente e as reações não produzem somente CO_2 como também metano, ácidos orgânicos e alcoóis (42, 134).

A glucosa é mais fácil e rapidamente catabolizada pelos microorganismos (81, 122, 135). Parte se gasta no processo anabólico microbial (95), o qual produz um aumento da população, que para atender suas demandas nutritivas imobiliza os elementos nutricionais disponíveis (5, 34, 49, 114). Em contraste ao registrado pela literatura a glucosa produziu mineralização de P nos solos estudados. A glucosa deve ser considerada não somente como uma fonte de carbono para as necessidades protoplasmáticas senão como um dos principais energéticos.

Está demonstrado (35, 138), que a oxidação da glucosa conduz à formação de piruvato o qual a oxidar à acetil-CoA na entrada do ciclo de Krebs produz composto (trifosfato de adenosina) de alta energia, em total de 6 mol de TFA/mol de glucosa TFA = 7 Kcal/mol. Possivelmente as imobilizações referidas pela literatura supõe o gasto da energia total pela glucosa na ativação protoplasmática, enquanto que nos solos estudados parte da energia fica livre permitindo aos microorganismos atacar os compostos orgânicos fosforados.

As relações C/N, C/S e C/P-orgânico são tidas como reguladoras das reações de imobilização-mineralização (15, 29, 60), o qual é certo nas mineralizações de N e S nas quais a reação é quimoautotrófica. Não obstante este trabalho a igual os realizados por Blasco et al (17), Emwezor (48), tende a demonstrar que a relação C/P-orgânico pela adição de glucosa produz efeito (neste caso se esperava a imobilização). Possivelmente se deva a que a adição de compostos energeticos como a glucosa, podem ser aproveitadas pelos microorganismos heterotróficos porém em nenhum caso pelos autotróficos. As transformações do fósforo são heterotróficas cuja energia se deriva da matéria orgânica enquanto que nas transformações de N e S os microorganismos obtêm a energia oxidando compostos inorgânicos.

No estudo da mineralização do fósforo sempre o método de Bray-Kurtz-1 deu os maiores resultados devido a que o F pode complexar os ions Al^{++} e Fe_{+++} em soluções ácidas, tal acidez causada pelo emprego de HCl. Portanto tal como assinala Swenson et al (124) e Turn e Rice (130) é liberado parte do fósforo adsorvido pelos hidróxidos a que é considerado intercambiável (44), por não haver se precipitado ou cristalizado. As reações de intercambio, segundo Jackson (86) são,



Ademais do FNH_4 como demonstrou Gamboa (63) libera os fosfatos mais debilmente adsorvido pelo cálcio. Pelo contrário a ação

do acetato (método de Morgan) é menor, pois segundo Fuentes (61) é retido fortemente pelos colóides do solo diminuindo desta feita sua possibilidade de intercâmbio.

A diferença do que ocorre com as transformações de N e S, a adição de P-inorgânico não melhorou os níveis de mineralização; isto pode ser explicado porque o P-inorgânico é o elemento que mais avidamente tomou os microorganismos cujo protoplasma tem uma porcentagem de fósforo maior (1-3%) que as plantas (6). Porém provavelmente o fato mais importante é de que os microorganismos requerem P-inorgânico para a fosforilação oxidativa (respiração). Segundo Mitchell (101) e Gal'man (64) o P-inorgânico é trasladado às mitocôndrias onde reaciona com a adenina, purina, e moléculas de ADN e ARN, para formar fosfato de alta energia dos quais como antes foi indicado, depende da atividade microbial, que consome em sua respiração aproximadamente tres moléculas de P por uma de O_2 (24).

Pode-se supor que quando os microorganismos encontram no meio um composto que produz energia porém não contém fósforo (caso da glucosa) dirige sua atividade em encontrar o P necessário para formar os fosfatos de alta energia. Pelo contrário a adição de P já em estado mineral faz desnecessário o trabalho microbial (79). Como assinala Waksman (134) a primeira influencia do N e S nas transformações de do P pode ser indireta. Os microorganismos produzem HNO_3 e H_2SO_4 a partir dos compostos, e estes ácidos podem dissolver o P-inorgânico presente nas frações

do solo. Ocorrendo a seguinte reação:

$\text{CaHPO}_4 + 2\text{HNO}_3 \longrightarrow \text{H}_3\text{PO}_4 + \text{Ca}(\text{NO}_3)_2$. Não se conhecendo outra reação direta de N nas reações de fósforo. Pelo contrário no caso de S Halstead (73) demonstrou que o SO_4^{--} favorece a atividade da enzima fosfatasa que cataliza a reação:

$\text{P-ester} + \text{H}_2\text{O} \longrightarrow \text{P-OH} + \text{PO}_4$. Concordando com Halstead (75) e Igue (83), a adição de Ca não melhorou a mineralização do fósforo orgânico em uma forma concludente, mesmo em solos ácidos. Inclusive quando se analisou todas as formas de fósforo tampouco o cálcio pareceu ter um efeito decidido sobre a disponibilidade de P (26). Algumas explicações pode aclarar este comportamento; segundo Anderson (8) o mio hexafosfato de inositol forma mui rapidamente complexos com a cálcio. É muito fatível então que nestes solos com os grandes conteúdos dos esterios mencionados o cálcio reacione com os mesmos para formar fitatos de cálcio. Por outro lado o cálcio utiliza a matéria orgânica para formar humatos de cálcio dificilmente degradado pelos microorganismos (89). Certamente o cálcio ao justar a reação do solo a condição neutra impede a precipitação de P especialmente com o alumínio (50). Aspecto muito importante no manejo de fertilizantes, porém não ajuda a liberar o fósforo dos compostos orgânicos do solo.

Los suelos do Cantão de Esparta necessitam maiores aplicações de nutrientes que os de Guanacaste para promover as transformações de fósforo, mui provavelmente dado ao seu estado de

maior meterização, àquelas solos têm um maior desequilíbrio nutricional para os microorganismos, especialmente em bases. Ademais a mais alta acidez do Cantão de Esparta favorece uma maior absorção da fitina pela argilas. Como assinalam Goring e Bartholomew (68), a absorção da fitina diminui ao aumentar o pH, portanto a atividade catalítica da enzima será melhor nos solos de Guanacaste. Deve-se levar em consideração que em solos de reação ácida o trabalho dos microorganismos pode está mascarado pela presença de alumínio na solução do solo e dos sesquióxidos. Os microorganismos mineralizam o P que novamente reaciona com o alumínio e sesquióxidos se precipitando ou ficando retido porém em ambas as formas não aproveitável. Ou de outra forma, o trabalho microbial estaria destinado a passar o P dos compostos orgânicos (imobilizado) a compostos inorgânicos (insolubilizados). Este fenômeno poderia ser de maior importância nas incubações que em condições de campo, porque o P liberado antes de reacionar com os elementos ou compostos inorgânicos, necessariamente vai à solução do solo. Havendo raízes parte desse P tem possibilidade de ser absorvido pela planta, diminuindo desta forma a quantidade global de retenção.

As porcentagens de fitina encontradas em ambas as regiões estudadas ajudam a explicar o metabolismo de fósforo a partir dos resíduos vegetais das macroplantas, já que os hexafosfatos de inositol não fazem parte dos tecidos microbiais. A transformação de P nos solos de Guanacaste é maior, portanto significa que os

microorganismos estão liberando fósforo dos distintos compostos orgânicos fosforados, exceto dos inositóis que, como já se indicou anteriormente são compostos mui estáveis. Por conseguinte as porcentagens destes compostos aumentam em relação ao conteúdo de P-orgânico. A mineralização do P diminuirá até que não sejam depositados novos resíduos vegetais ao solo.

Pelo contrário isto é muito mais notável no solo de San Jeronimo. Uma mais baixa atividade microbial implica uma menor produção de P, portanto boa parte dos compostos orgânicos fosforados permaneceram mais ou menos inalterados no solo. Daí que a porcentagem dos hexasfosfatos de inositol diminua comparativamente com relação ao P-orgânico do solo.

6. CONCLUSÕES

1. Independentemente da relação C/P-orgânico, a imobilização foi a reação que predominou sobre a mineralização. Os solos de Guanacaste se comportaram melhor que os do Cantão de Esparta nos quais o solo de San Jeronimo deu as concentrações mais baixas de P-proveitável.
2. Os solos do Cantão de Esparta requerem doses mais altas de Ca, N, P e S que os solos de Guanacaste para alcançarem a máxima produção de P. Dentro desta diferenciação os solos do Cantão de Esparta requerem os elementos na ordem $N > S > P$; mientras que a ordem para Guanacaste é $S > P > N$.
3. A glucosa foi o tratamento que mais favoreceu o metabolismo dos solos e a mineralização do fósforo. Se considera a glucosa como uma eficiente fonte energética nas reações bioquímicas de liberação do fósforo.
4. Em todos os solos incubados com exceção de um o método de Bray-Kurtz-1 extraiu sempre mais P-proveitável que o método de Morgan, devido a que o primeiro método libera P adsorvido pelo cálcio, alumínio e ferro.
5. As melhores correlações entre as produções de P e CO_2 se estabeleceram na primeira semana de incubação. E para os seis solos estudados as correlações melhores corresponderam aos solos de Cerrillos e Tempisque que também mostraram uma melhor

mineralização de fósforo.

6. Tendo-se em conta os aspectos da atividade microbiana e transformação de P, os melhores solos resultaram ser Cerrillos no Cantão de Esparta e o de Tempisque na Provincia de Guanacaste. De todos os solos estudados, com relação ao fósforo o que pior se apresentou foi o de San Jeronimo no Cantão de Esparta.

7. O metabolismo dos distintos solos estudados medido em termos de CO_2 se ajusta a uma curva logarítmica. O solo que mostrou uma maior atividade foi o de Cerrillos (Cantão de Esparta), e o de menor atividade foi o solo de San Jeronimo também no mesmo Cantão.

8. Nos solos estudados o P-orgânico representa a maior fração do P-total (35 a 58% do mesmo). Os hexafosfato de inositol constituem entre 80 a 84% do P-orgânico nos solos de Guanacaste, enquanto que nos solos de Cantão de Esparta estão compreendidos entre 36,5 a 75,7%. Os hexafosfatos de inositol tendem a diminuir à medida que a relação C/P-orgânico aumenta.

7. RESUMO

Este trabalho foi levado a cabo com a finalidade de se estudar o metabolismo (produção de CO_2) sobre a transformação microbiana do fósforo em alguns solos de Costa Rica, localizados em Esparta (ultisoles, oxisoles) e em Guanacaste (inceptisoles). Duas destas áreas estudadas (Peñas Blancas e Cerrillos) estão compreendidas em uma zona sub-tropical úmida, e as outras restantes (San Jeronimo, Tempisque, Las Trancas e Libéria) em uma zona tropical seca.

A mais alta produção de CO_2 foram detectadas na primeira semana de incubação. Os dados obtidos desta produção se ajustam a uma curva logarítmica $Y = b_0 x^{b_1}$.

Comparativamente as quantidades de carbono dos solos de Guanacaste foram mais altas que nos solos de Esparta. O CO_2 desprendido não está relacionado com a quantidade de carbono orgânico dos referidos solos. Foi encontrada uma melhor correlação entre CO_2 e a produção de fósforo disponível na primeira semana de incubação que nas cinco e dez semanas restantes.

A glucosa adicionada concorreu a um aumento da mineralização tanto do carbono como do fósforo. A adição de compostos orgânicos produziu mais fósforo que os sais inorgânicos adicionados.

A quantidade de P-mineralizado foi baixa, isto provavelmente

devido ao alto conteúdo de hexafosfato de inositol contido nos solos de Guanacaste e a acidez dos solos de Esparta. Para se obter uma máxima produção de fósforo os solos de Esparta requerem mais alta dose de Ca, N, P e S que os solos de Guanacaste.

Nos solos ácidos o cálcio não influenciou decididamente na mineralização do fósforo devido provavelmente a formação de humatos de cálcio, os quais são compostos mui difíceis de ser atacados pelos microorganismos.

Os elementos usados são necessitados na ordem $N > S > P$, para os solos de Esparta e na ordem $S > P > N$ para os solos de Guanacaste.

RESUMEN

Este trabajo ha sido realizado con la finalidad de estudiar el metabolismo (producción de CO_2) sobre la transformación microbiana del fósforo en algunos suelos de Costa Rica, localizados en el Cantón de Esparta (ultisoles, oxisoles) y en la Provincia de Guanacaste (inseptisoles). Dos de estas áreas estudiadas (Peñas Blancas y Cerrillos se encuentran en una zona sub-tropical húmeda y las otras restantes (San Jerónimo, Tempisque, Las Trancas y Liberia), en una zona tropical seca.

Las más altas producciones de CO_2 fueron detectadas en la primera semana de incubación; los datos obtenidos de esta producción se ajustan a una curva logarítmica $Y=b_0x^{b_1}$. Comparativamente las cantidades de carbón en los suelos de Guanacaste fueron más que las cantidades en los suelos de Esparta. La producción de CO_2 no está relacionada con el contenido de carbón orgánico de los suelos.

La mejor correlación entre CO_2 y la producción de fósforo fue establecida en la primera semana de incubación, y las correlaciones más pequeñas en las otras semanas.

La glucosa añadida al suelo ayudó al aumento de la mineralización tanto del carbón como del fósforo. La adición de compuestos orgánicos produjo más fósforo disponible que la adición de sales inorgánicas.

La cantidad de P-mineralizado fue baja, esto probablemente debido al alto contenido de hexafosfato de inositol en los suelos de Guanacaste y la acidez en los suelos de Esparta.

Para obtener una máxima producción de fósforo disponible los suelos de Esparta necesitan una dosis más alta de Ca, N, P y S que los suelos de Guanacaste.

En los suelos ácidos, el calcio no influenció decididamente en la mineralización del fósforo, probablemente debido a la formación de humatos de calcio que son compuestos muy difíciles de ser atacados por los microorganismos. Los otros elementos empleados son necesitados en la orden $N > S > P$ para los suelos de Esparta, y en la orden $S > P > N$ para los suelos de Guanacaste.

SUMMARY

This work was carried out to study the metabolism defined as (CO_2 production) on the microbial transformation of phosphorus in some Costa Rican soils, located in Esparta (ultisols, oxisols) and Guanacaste (inseptsols). Two of the areas studied (Peñas Blancas and Cerrillos) belong to the classification subtropical humid forest and the remaining areas (San Jeronimo, Tempisque, Las Trancas and Liberia) to the tropical forest.

The highest CO_2 production of all these soils was reached during the first week of incubation. The data obtained showed that the microbial activity follows a logarithmic trend which can be expressed by equation $Y = b_0 x^{b_1}$. Comparatively, the amount of carbon or the magnitude of carbon mineralization was better in the soils of Guanacaste than in the soils of Esparta. The release of CO_2 was not related to the organic carbon content of the soils.

A better correlation between CO_2 and P-production was established during the first week than after five and ten weeks incubation.

The addition of glucose greatly enhanced both carbon and phosphorus mineralization. Glucose produced more release of P from soils than did the addition of organics salts.

The net quantity of P mineralized was low This probably

was due to the high inositol hexaphosphates content of the Guanacaste soils and to the acidity of the Esparta soils. To attain a maximum of P production the Esparta soils needed a higher dose of Ca, N, P and S application than did the Guanacaste soils. Even in acid soils calcium did not have a definite influence on the P mineralized, probably due to the formation of Ca-humates, which are compounds less available to microorganisms. The other elements utilized by microorganisms are needed in the order $N > S > P$ in the Esparta soils and in the order $S > P > N$ in the Guanacaste soils.

LITERATURA CITADA

1. ACQUAYE, D. K. Some of soil organic phosphorus mineralization in the phosphorus nutrition of cocoa in Ghana. *Plant and Soil* 19:65-80. 1963.
2. ADAMS, F. e CONRAD, J. P. Transition of phosphite to phosphate in soils. *Soil Science* 75:361-371. 1953.
3. AL-ABBAS, A. H. e BARBER, S. A. A soil teste for phosphorus based upon fractionation of soil phosphorus. *Soil Science Society of America Proceedings* 28:218-222. 1964.
4. ALBAN, L. A. et al. Phosphorus availability in reddish brow lateritic soil. I. Laboratory studies. *Agronomy Journal* 56:555-558. 1968.
5. ALEXANDER, M. *Introduction to soil microbiology*. New York, Willey, 1961. 472 p.
6. ALEXANDER, T. G. e ROBERTSON, J. A. Inorganic phosphorus forms in some Alberta soils as related to soil development parent material and available phosphorus. *Canadian Journal of Soil Science* 48:289-295. 1968.
7. ANDERSON, G. The identification and estimation of soil inositol phosphates. *Journal of Soil Science Food and Agricultura* 7:437-443. 1956.
8. _____. Effect of iron phosphorus ration and acid concentration on the precipitation of ferric inositol hexaphosphate. *Journal of Soil Science. Food and Agricultura* 14:352-359. 1963.
9. _____. Nucleic acids derivatives and organic phosphates. *In: McLaren, A. D. e Peterson, G. H., eds. Soil biochemistry*. New York, Dekker, 1967. pp. 67-90.
10. _____. Estimation of purines and pirimidines in soil humic acid. *Soil Science* 91:156-161. 1961.
11. ARAOS, J. F. Estudio de deficiencias nutritivas en muestras superficiales de suelos de Nuble. *Agricultura Técnica (Chile)* 27:15-20. 1967.
12. BASTIDAS, O. et al. Formas de fósforo en los suelos volcánicos del Valle de Sinbudoy, Puntamayo, Colombia. *Turrialba* 20:434-435. 1970.

13. BHAUMICK, H. P. e CLARK, F. E. Soil moisture tension and microbiological activity. Soil Science Society of America Proceedings 12:234-242. 1947.
14. BIRCK, H. F. e FRIEND, M. T. Resistense of humus to descomposition. Nature 191:731-732. 1961.
15. BLACK, C. A. e GORING, C. A. I. Organic phosphorus in soils. In: Pierre, W. H. e Norman A. G., eds. Soil and fertilizers phosphorus in crop production. New York, Academic Press, 1953. pp. 132-152.
16. BLASCO L, M. Formas de fósforo en los suelos del Amazonas Colombiano. Annales de Edafología y Agrobiología 29:643-650. 1970.
17. _____ . et al. Transformaciones microbiológicas del fósforo en los suelos volcánicos de Purace. Acta Agronómica (Colombia) 18:1-6. 1968.
18. _____ . Curso de microbiología de suelos. Turrialba, IICA, CTEI, 1970. 247 p.
19. _____ . e BOHORQUEZ, N. Fractionation in tropical soils of Colombia. Agrochimica 12(2-3):173-178. 1968.
20. _____ : Efecto de la humedad sobre la mineralización del carbono en suelos volcánicos de Costa Rica. Turrialba, 21(1):7-12. 1971.
21. BOWER, C. A. Separation and identification of phytin and its derivates from soils. Soil Science 59:227-258. 1945.
22. _____ . Forms and availability of soil organic phosphorus. Iowa Agricultural Experimental Station. Research Bulletin n° 360. 1949. pp. 963-995.
23. BRAY, R. H. e KURTZ, L. T. Determination of total organic and available forms of phosphorus in soils. Soil Science 59:39-45. 1945.
24. BROCK, T. D. Biology of microorganisms. New Jersey, Printice Hall, 1970. 737 p.
25. BUCKMAN, H. O. e BRADY, N. C. Naturaleza y propiedades de los suelos. Trad. S. Barcelo México, D. F., UTEHA, 1965. 590 p.
26. CABALA, P. e FASSBENDER, H. W. Efecto del encalado en las formas y disponibilidades de fosfatos en suelos de la región caucateira, Bahía, Brasil. Turrialba 21:38-46. 1971.

27. CALDWELL, A. G. e BLACK, C. A. Inositol hexaphosphate. I. Quantitative determination in extract of soils and manures. Soil Science Society of America Proceedings 22:290-293. 1958.
28. _____. Inositol hexaphosphate. III. Content in soils. Soil Science Society of America Proceedings 22:296-298. 1958.
29. CAMPBELL, N. E. R. e LEES, H. The nitrogen cycle. In: McLaren, A. D. e Peterson, G. H., eds. Soil biochemistry. New York, Dekker, 1967. pp. 194-215.
30. CASSIDA, L. E. Phosphatase activity of some common soil fungi. Soil Science 87:305-310. 1959.
31. CHANG, S. C. e JACKSON, M. L. Fractionation of soil phosphorus. Soil Science 84(1):133-144. 1957.
32. _____. e JUO, S. R. Available phosphorus in relation to form of phosphorus in soil. Soil Science 95:91-96. 1963.
33. _____. e JACKSON, M. L. Soil phosphorus fractions in some representative soil. Journal of Soil Science 9:109-119. 1958.
34. CHAUDRY, I. A. Studies on sulphur metabolisms in soils. Ph.D. Theses. London, Imperial College of Sciences and Technology, 1966. 186 p.
35. CONN, G. G. e STUMPF, P. K. Outlines of biochemistry. 2nd ed. New York, Wiley, 1966. 468 p.
36. COOP, R. Bacterial fertilizers in the Soviet Union. Soils and fertilizers 25:326-333. 1959.
37. CORNFIELD, A. H. A simple technique for determining mineralization of carbon during incubation of soils treated with organic materials. Plant and Soil 14:90-93. 1961.
38. COSGROVE, D. J. The chemical nature of soil organic phosphorus. I. Inositol phosphates. Australian Journal of Soil Research 1:203-214. 1963.
39. _____. Metabolisms of organic phosphates in soils. In: McLaren, A. D. e Peterson, G. H., eds. Soil biochemistry. New York, Dekker, 1967. pp. 216-228.
40. DAHNKE, W. C. et al. Phosphorus fraction in selected soil profiles of El Salvador on related to their development. Soil Science 98:33-40. 1964.

41. DEAN, L. A. An attempted fractionation of soil phosphorus. *Journal of Agricultural Science* 28:234-246. 1938.
42. DELWICHE, C. E. Energi relationships in soil biochemistry. In: Mac Laren, A. D. e Peterson, G. H., eds. Soil biochemistry. New York, Dekker, 1967. pp. 173-193.
43. DIEST, VAN A. e BLACK, C. A. Soil organic phosphorus, and plant growth. II. Organic phosphorus mineralized during incubation. *Soil Science* 87:145-154. 1959.
44. DOUCHAUFU, P. *Precis de pedologie. 10^a ed. Paris, Masson, 1965. 481 p.*
45. DUNBAR, A. D. e BACKER, D. E. Use of isotopic dilution in a study of inorganic phosphorus fraction from different soils. *Soil Science Society of America Proceedings* 29:259-262. 1965.
46. EKPETE, A. D. e CORNFIELD, A. M. Effect of varying static and changing moisture levels during incubation on extractability of soil phosphate. *Plant and Soil* 24:317-321. 1966.
47. _____. Effect of varying static and changing moisture levels during incubation on the mineralization of carbon in soil. *Journal Agricultural Science* 64:205-209. 1965.
48. ENWEZOR, W. O. Significance of C/organic P ration in the mineralization of soil organic. *Soil Science* 103:62-66. 1962.
49. _____. The biological transformation of phosphorus during the incubation of a soil treated with soluble inorganic phosphorus and with fresh and rotted organic materials. *Plant and Soil* 25:463-466. 1966.
50. FASSBENDER, H. W. Deficiencia y fijación de fósforo en los suelos derivados de cenizas volcánicas de Centro América. In: Panel sobre Suelos Derivados de Cenizas Volcánicas de América Latina, Turrialba, Costa Rica, 1969. Turrialba, IICA, 1969. B-4. pp. 1-10.
51. _____. Phosphorus fixation in tropical soils. *Agricultural Digest*. 18:20-28. 1969.
52. _____. Retención y transformación de fosfatos en ocho latosoles de la Amazonia, *Fitotecnia Latin americana* 6:1-10. 1969.

53. FASSBENDER, H. W. Phosphate retention and its different chemical forms under laboratory conditions for 14 Costa Rican soils. *Agrochimica* 12:512-521. 1968.
54. _____ et al. Estudio del fósforo en suelos de América Central. I. Forma y su relación con las plantas. *Turrialba* 18:333-347. 1968.
55. _____. La adsorción de fosfatos en suelos fuertemente ácidos y su evaluación usando la isoterma de Langmir *Fitotecnia Latinoamericana* 3:202-216. 1966.
56. _____ e IGUE, K. Comparación de métodos radiométricos colorimétricos en estudios sobre retención y transformación de fosfatos en el suelo. *Turrialba* 17(3):284-387. 1967.
57. _____. Formas del fósforo en algunos suelos de la zona oriental de la Meseta Central y de las llanuras Atlántica de Costa Rica. *Fitotecnia Latinoamericana* 3:187-202. 1966.
58. FISHER, R. e THOMAS, R. P. The determination of form of inorganic phosphorus in soils. *Journal of American Society of Agronomy* 27:863-873. 1935.
59. FRAPS, G. S. Availability of phosphoric acid of the soil. *Journal of American Society Agronomy* 28:827-834. 1906.
60. FRENEY, J. R. Sulfur containing organics. In: Mac Laren A. D. e Peterson, G. H., eds. *Soil biochemistry*. New York, Dekker, 1967. pp. 194-215.
61. FUENTES, R. F. Comportamiento de la capacidad de intercambio catiónico en algunos suelos ácidos de origen volcánico. Tesis Magister Scientiae. Turrialba, IICA-CTEI, 1971. 107 p.
62. FULLER, W. H. e MCGEORGE, W. T. Phosphate in calcareous Arizona soil. I. Solubilities of native phosphates and fixation of added phosphates. *Soil Science* 70:441-460. 1950.
63. GAMBOA, J. J. J. Dinámica de N, P, K en suelos después de cinco fertilizaciones consecutivas. Tesis Magister Scientiae. Turrialba, IICA-CTEI, 1971. 71 p.
64. GEL'MAN, M. et al. Respiration and phosphorylation of bacteria. Trad. Russe Purchet G. B. New York, Plenum Press, 1967. 238 p.

65. GHANI, M. O. Fractionation of soil phosphorus. I. India Journal of Agricultural Science. 13:29-45. 1943.
66. GONSALUS, I. C. et al. Pathways of carbohydrates metabolism in microorganisms. Bacteriological Reviews. 19:79-128. 1955.
67. GORING, C. A. L. e BARTHOLOMEW, W. W. Microbial products and soil organic matter. III. Adsorption of carbohydrates phosphates by clays. Soil Science Society of America Proceedings 15:189-194. 1940.
68. _____. Microbial products and soil organic matter. II. The effect of play and the decomposition and separation of the phosphorus compounds in microorganism. Soil Science Society of America Proceedings 14:152-156. 1949.
69. GOTTIE B, S. e FELCZAR, M. J. Microbial aspects of Virginia degradation. Bacteriological Review. 15:55-76. 1951
70. GREAVES, M. P. et al. A rapid method for determining phytase activity of soil microorganism. Nature 200:1231-1232. 1963
71. GUPTA, M. L. e MISRA, K. Soil phosphorus fractions in Tropical soil profiles of Jaipur, in Indian Gangetic alluvium. Indian Journal of Agricultural Science 38:701-706. 1968.
72. HALLIWEL, G. Measurement of cellulose and factors effecting its activity. In: Reese, E. T. et al. Advance Enzymic hidrolisis of cellulose and related materials. New York, McMillan, 1963. pp. 71-114.
73. HALSTEAD, R. L. Chemical availability of native applied phosphorus in soils and their textural fractions. Soil Science Society of America Proceedings 31:414-419. 1967.
74. _____. Phosphates activity of soil as influenced by lime and other treatment. Canadian Journal of Soil Science 44:137-144. 1964.
75. _____. Mineralization of soil organic phosphorus with particular reference to the effect of lime. Canadian Journal of Soil Science 43:97-106. 1963.
76. HANLEY, K. Soil phosphorus forms and their availability to plants. Journal of Agricultural Research 1:192-193. 1962.

77. HARDY, F. Suelos tropicales, Pedología Tropical. México, D. F., Herrero, 1970. 834 p.
78. HARRIS, S. A. et al. Principales zonas de suelos de Costa Rica. Trabajo presentado en el X Congreso Latinoamericano de Química. San José, Costa Rica, 1969. 9 p.
79. HARROW, B. e MAZUR, A. Bioquímica básica. 9ª ed. México, D. F., Editorial Interamericana, 1967. 546 p.
80. HERNANDEZ, G. G. e BURBANO, M. M. Efecto de las adiciones calcio y celulosa en la amonificación y nitrificación de los suelos de Puntamayo, Colombia. Tesis Ing. Agr. Pasto, Universidad de Nariño. Instituto Tecnología Agrícola, 1970. 290 p.
81. HILL, R. L. e MILLS, R. G. The anaerobic glucose metabolism of Bacterium tolurence. Archives of Biochemistry and Biophysics 53:174-183. 1954.
82. HSU, P. H. e JACKSON, N. L. Inorganic phosphates transformation by chemical weathering of soil as influenced by pH. Soil Science 90:16-21. 1960.
83. IGUE, K. et al. Mineralización de P-orgánico en suelos ácidos de Costa Rica. Turrialba 21:47-52. 1971.
84. JACKMAN, R. H. e BLACK, C. A. Phytase activity in soils. Soil Science 73:117-125. 1952.
85. _____. Hidrolysis of phytate phosphorus in soils. Soil Science 73:167-171. 1952.
86. JACKSON, M. L. Soil chemical analysis. New Jersey, Prentice-Hall, 1958. 497 p.
87. KHERA, M. S. e DATTA, N. P. Study of extractante for measuring available phosphorus in soils dominant in calcium phosphate. India Journal of Agricultural Science 39:62-67. 1969.
88. KITTRICK, J. A. e JACKSON, M. L. Electron microscopic observation of the reaction of phosphate with mineral leading to unified theory of phosphate fixation in soil. Journal of Soil Science 7:81-89. 1943.
89. KONONOVA, M. M. Soil organic matter. Trad. Russe Novakowski, T. Z. e Newman, A. C. D. 2nd ed. Oxford, Pergamon, 1966. 544 p.
90. KOSAKA, J. e ABE, K. Organic phosphorus in upland soil. Soil and Plant Food 3:95-99. 1957.

91. KRASIL'NIKOW, N. A. Soil microorganism and higher Plant. Washington, D. C. U.S.D.A., 1961. 47+ p.
92. LAVERTY, J. C. e MC LEAN, G. O. Factors affecting yields and uptake of phosphorus by different crops. III. Kinds, of phosphates native applied and formed. Soil Science 91:166-171. 1961.
93. LETELIER, E. Respuesta a la fertilización de los suelos volcánicos chilenos (Trumarcos) según resultados de ensayos de campo. In: Panel sobre Suelos Derivados de Cenizas Volcánicas de América Latina, Turrialba, 1969. Turrialba, IICA, 1969. C-3. pp. 1-14.
94. LEVESQUEZ, M. The effect of soil temperature on native and added phosphorus in some Northern Ontario soils. Canadian Journal of Soil Science 47:123-129. 1967.
95. MACURA, J. et al. Decomposition of glucose in soil. In: Doeksen, J. e Dript, van der J., eds. Soil Organisms. Amsterdam, North Holland, 1963. pp. 231-238.
96. MARTENS, D. C. et al. Form and availability of P in selected Virginia soils as related to available P-1est. Agronomy Journal 61:616-621. 1969.
97. MCKERCHER, R. B. e ANDERSON, G. Content of inositol penta and hexaphosphate in some Canadian soils. Journal of Soil Science 19(1):47-55. 1968.
98. MCLEAN, A. J. e COOK, R. L. The effect of soil reaction on the availability of phosphorus for alfalfa in some Eastern Ontario soils. Soil Science Society of America Proceedings 19:311-314. 1955.
99. MEHTA, B. V. e PATEL, J. M. Some aspects of phosphorus availability in Gerjarat soil. Journal of India Society Soil Science 11:151-158. 1963.
100. MILLER, R. D. e JOHNSON, D. D. The effect of soil moisture on carbon dioxide evolution, nitrification and nitrogen mineralization. Soil Science Society of America Proceedings 28:644-646. 1964.
101. MITCHELL, P. Coupling of phosphorylation to electron and hydrogen transfer by a chemi-osmotic type of mechanism. Nature 191:144-148. 1961.
102. MORGAN, M. F. The universal testing system. Connecticut, Agricultural Experimental Stations. Bulletin 302:129-159. 1937.

103. MORILLO, M. R. e FASSBENDER, H. W. Formas y disponibilidad de fosfatos en los suelos de la Cuenca baja del Río Choluteca, Honduras. Turrialba 18:26-33. 1968.
104. OLSEN, S. R. e WATANABE, F. C. A method to determine a phosphorus adsorption maximum of soils measured by the Langmir isotherms. Soil Science Society of America Proceedings 21:144-149. 1957.
105. PAYNE, H. e HANNA, N. Y. Correlation among soils phosphorus fractions extratable phosphorus, and plant of phosphorus. Journal of Agricultural Food Chemistry 13:322-326. 1965.
106. PEARSON, R. W. et al. The mineralization of the organic phosphorus of various compounds in soil. Soil Science Society of American Proceedings 6:168-175. 1941.
107. PEDERSEN, G. J. On ghyting phosphorus in the soil. Plant and Soil 4:252-266. 1953.
108. PINCK, L. A. et al. The behavior of soluble organic phosphorus added to soils. Soil Science 51:351-365. 1941.
109. PLESSIS, S. F. e BURGOR, T. R. The availability of different phosphate fractions. South Africa Agricultural Science 9:331-340. 1966.
110. PRATT, P. F. e GARBER, M. J. Correlation of phosphorus availability by chemical test with inorganic phosphorus fractions. Soil Science Society of American Proceedings 28:23-26. 1964.
111. RAPAT, M. V. et al. Forms of phosphorus, in Vidarbha soil. Journal Indian Society of Soil Science 13:31-36. 1965.
112. RUSSELL, E. J. Soil conditions and plant growth. 8th ed. London, Longmans Green, 1950. 635 p.
113. SAUNDERS, N. M. e WILLIAMS, E. G. Determination of total organic phosphorus in soils. Journal of Soil Science 6:254-267. 1955.
114. SCHREVEN, VAN D. A. Comparation between the effect of fresh and dried materials added to soil on carbon and nitrogen mineralization. Plant and Soil 20:149-165. 1964.
115. SEN GUPTA, M. B. e CORNFIELD, A. H. Phosphorus in calcareous soils. I. The inorganic phosphate fractions and theirs relation to the amounth of calcium carbonate present. Journal of Science of Food Agricultura 13:652-655. 1962.

116. SING, R. N. et al. Plant availability and form of residual phosphorus in Davidson clay loam. Soil Science Society of America Proceedings 30:617-620. 1966.
117. SIVARAJASINHAN, S. et al. Laterite. Advance in Agronomy 14:1-60. 1962.
118. SKINNER, F. A. The isolation of anaerobic cellulose decomposing fungi. Journal of General Microbiology 22:539-554. 1960.
119. SKUJINS, J. L. Enzymes in Soil. In: McLaren A. D. e Peterson, G. H., eds. Soil biochemistry. New York, Dekker, 1967. pp. 771-414.
120. SMITH, A. N. The supply of soluble phosphorus to the wheat plant from inorganic phosphorus. Plant and Soil 22:314-316. 1965.
121. STEVENSON, F. J. Inositol hexaphosphate. In: Black, C. A. et al., eds. Methods of soils analysis. Wisconsin, America Society of Agricultural, 1965. pp. 1423-1428.
122. STILL, G. G. e WANG, C. H. Glucose catabolism in Azotobacter vinelandii. Archives of Biochemistry and Biophysics 105:126-132. 1964.
123. SUSUKI, A. et al. Phosphorus uptake and soil test as related to form phosphorus in some Michigan soils. Soil Science Society of America Proceedings 27:401-403. 1963.
124. SWENSON, M. R. et al. Fixation of phosphate by iron and aluminium and replacement by organic and inorganic ions. Soil Science 67:3-22. 1949.
125. SYERS, J. K. Inorganic phosphorus transformation with time. New Zealand Soil News 1:11-18. 1967.
126. TAFUR, N. e BLASCO, M. L. Fósforo en los suelos del Valle-dupar. Agricultura Tropical (Colombia) 25:151-159. 1968.
127. TAYLOR, A. W. et al. An evaluation of some iron and aluminium phosphates as sources of phosphate for plants. Soil Science 90:25-31. 1960.
128. THOMPSON, L. M. e BLACK, C. A. The effect of temperature on the mineralization of soil organic phosphorus. Soil Science Society of America Proceedings 12:323-326. 1947.

129. THOMPSON, L. M. et al. Occurrence and mineralization of organic phosphorus in soil with particular reference to association with nitrogen carbon, and pH. *Soil Science* 77:185-196. 1954.
130. TURN, R. C. e RICE, H. M. Role of fluoride ion in release of phosphate adsorbed by Al, and Fe hydroxide. *Soil Science* 74:141-148. 1952.
131. VARGAS, O. V. e ABBERTO, T. J. Estudios preliminares de suelos de la región occidental de la Meseta Central. Costa Rica. Ministerio de Agricultura e Industrias. Boletín Técnico n.º 22. 1958. 64 p.
132. _____. Estudio preliminar de suelos. Proyecto de Riego del Río Tempisque. Costa Rica. Ministerio de Agricultura e Industrias. Boletín Técnico n.º 30. 1959. 48 p.
133. VIEIRA, L. S. e BORNEMISZA, E. Categorías de fósforo en los principales grupos de solos de la Amazonia de Brasil. *Turrialba* 18(3):242-248. 1968.
134. WAKSMAN, S. A. *Soil microbiology*. New York, Wiley, 1952. 356 p.
135. WANG, C. H. et al. The catabolism of glucose and gluconate in Pseudomonas species. *Archives of biochemistry and Biophysics* 81:489-492. 1959.
136. WILLIAMS, C. H. Studies on soil phosphorus. I. *Journal of Agricultural Science* 40:233-242. 1950.
137. _____. The solubility of soil phosphorus and other phosphorus compounds in sodium hydroxide solution. *Journal of Agricultural Science* 27:259-270. 1937.
138. WOOK, W. A. Pathways, of carbohydrate degradation in Pseudomonas fluorescens. *Bacteriological Reviews* 19:222-233. 1955.
139. ZOBELL, M. Action of microorganism on hydrocarbon. *Bacteriological Reviews* 10:1-149. 1946.

APÊNDICES

Quadro 1. Localização e algumas características dos solos estudados

Nome	Localização	Altitude de metros	Tipo de Humus	Classificação	Horizonte A		
					Textura	pH	CIC m/100 g sutaração de basis
Puntarenas							
Cantão de Esparta							
1. P. Blancas	84940' W 10907' N	700	Moder	Umbrico	Argiloso	5,45	30,07 18,3 4,06
2. Cerrillos	84939' W 10905' N	550	Moder	Umbrico	Frco. Argiloso	5,25	29,6 14,9 3,15
3. S. Jeronimo	84938' W 10903' N	300	Mor	Umbrico	Franco	5,30	48,2 8,0 8,76
Guanacaste							
4. Tempisque	85933' W 10927' N	16	Mull Calcico	Molico	F.Argiloso semi-finc	6,50	28,5 89,2 2,17
5. Las Trancas	85935' W 10934' N	38	Mull mesotrofo	Molico	Franco Arciloso	6,10	26,7 60,4 1,55
6. Libéria	85927' W 10938' N	130	Mull mesotrofo	Molico	Franco Argiloso	6,00	24,4 54,1 1,61

Convenções:

- A. 1.2.3. - Folha 3246-II; Costa Rica 1:50.000. Instituto Geográfico de Costa Rica.
 B. 4. - Folha 3047-II; Costa Rica 1:50.000. Instituto Geográfico de Costa Rica.
 5. - Folha 3047-I; Costa Rica 1:50.000. Instituto Geográfico de Costa Rica.
 6. - Folha 3147-IV; Costa Rica 1:50.000. Instituto Geográfico de Costa Rica.

Quadro 3. Transformações do fósforo medidas por dois métodos de extração nos solos de Peñas Blancas (1) e Cerrillos (2) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em ppm

S O L O 1						S O L O 2					
F O S F O R O		D I S P O N I V E L P P M				F O S F O R O		D I S P O N I V E L P P M			
S E M A N A S		D E I N C U B A C O E S				S E M A N A S		D E I N C U B A C O E S			
I		V		X		I		V		X	
M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S
BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN
2.820	1.700	0.500	0.250	1.090	0.300	26.460	4.900	3.070	1.875	13.900	1.625
3.720	1.200	1.120	0.875	2.250	1.200	27.660	7.500	4.420	3.125	20.245	1.625
3.330	1.650	2.370	0.125	3.475	2.075	23.740	7.500	5.500	2.500	16.650	1.950
5.510	2.150	0.870	0.250	5.390	4.625	25.860	8.500	4.270	3.625	17.850	2.800
6.100	1.200	1.000	0.375	1.600	0.725	33.920	9.000	4.350	3.250	9.910	3.050
5.720	3.200	0.870	0.125	1.775	0.725	22.340	6.100	4.690	3.250	20.675	3.175
3.620	1.100	0.370	0.125	5.490	4.000	22.860	6.600	4.750	3.250	21.650	1.700
5.170	1.250	0.620	0.125	3.610	1.950	24.540	5.500	3.250	1.750	22.100	2.500
5.930	2.150	0.500	0.125	0.525	0.350	24.560	5.800	8.150	3.200	22.950	1.950
5.420	2.200	0.020	0.125	6.790	6.000	25.200	7.000	2.860	2.375	16.775	2.075
3.410	1.450	0.750	0.250	2.825	1.250	27.300	9.100	4.770	2.875	17.750	2.250
5.110	2.450	0.870	0.250	7.210	5.375	34.960	9.200	6.600	3.500	21.825	2.950
8.100	2.500	0.620	0.125	3.940	1.750	36.320	10.000	7.750	3.750	17.705	1.325
7.740	2.700	1.000	0.250	1.125	0.250	24.160	6.800	5.250	3.250	13.430	2.300
3.620	3.650	0.750	0.625	3.300	0.375	23.500	9.200	8.600	2.875	16.525	4.000
7.570	1.800	1.750	0.500	2.560	0.850	30.760	8.300	4.670	2.750	19.050	1.825
6.820	2.900	1.120	0.375	3.950	1.325	34.520	11.000	5.420	3.625	18.835	1.825
4.470	1.950	0.750	0.250	1.125	0.250	23.520	5.600	5.750	3.250	20.000	2.500
5.930	2.850	1.870	0.875	1.450	0.225	30.900	11.300	4.450	2.750	12.850	2.075
5.520	2.300	1.120	0.250	0.860	0.250	27.540	8.500	4.120	3.125	14.080	3.300
4.990	2.050	0.750	0.250	1.690	1.075	23.260	7.300	3.150	1.750	25.065	2.175
3.140	2.000	0.690	0.190	0.625	0.450	26.160	7.400	3.270	1.875	14.875	2.175
6.590	2.250	0.750	0.250	3.840	1.825	27.540	8.500	5.020	3.625	18.080	4.500
8.360	5.000	0.870	0.125	0.805	0.105	24.200	7.400	4.120	3.125	14.910	2.450
3.390	1.050	0.750	0.250	1.375	0.500	28.760	10.000	13.850	4.500	24.660	2.750
5.000	2.200	1.060	0.190	2.025	1.325	29.540	11.300	4.270	3.875	19.275	2.175
4.880	2.800	1.000	0.250	2.710	1.400	29.800	11.600	4.650	3.250	19.590	2.250
5.020	2.300	1.310	0.190	2.450	1.400	29.920	11.600	4.320	3.125	19.310	2.300
4.900	2.700	1.120	0.250	2.550	1.325	30.960	11.400	4.820	3.125	19.340	2.450
4.600	2.800	1.000	0.250	2.640	1.325	30.240	11.200	4.950	3.250	19.180	2.700
5.280	2.200	1.000	0.250	2.012	1.325	30.400	11.100	4.000	3.500	19.320	2.550
4.820	2.300	1.000	0.250	2.837	1.350	29.700	11.700	4.050	3.250	19.680	2.000

Quadro 4. Transformações do fósforo medidas por dois métodos de extração nos solos de San Jerónimo (3) e Tempisque (4) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em ppm

S O L O 3						S O L O 4					
F O S F O R O D I S P O N I V E L P P M						F O S F O R O D I S P O N I V E L P P M					
S E M A N A S D E I N C U B A C O E S						S E M A N A S D E I N C U B A C O E S					
I		V		X		I		V		X	
M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S
BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN
5.300	4.600	3.950	0.750	0.875	0.875	21.340	3.700	11.110	2.300	12.920	3.750
10.970	10.200	10.750	4.250	1.000	1.000	24.580	11.600	15.270	3.875	16.615	3.875
5.500	5.500	5.350	3.350	0.625	0.625	21.600	10.300	22.900	7.500	16.625	3.937
3.240	3.100	8.900	6.100	0.875	0.875	37.080	16.500	25.650	7.250	25.220	6.250
6.420	6.000	3.600	0.833	0.625	0.625	27.000	13.350	28.350	8.750	22.830	5.470
2.700	2.700	2.250	1.450	0.625	0.625	23.400	8.700	17.590	4.185	14.420	3.500
2.980	2.700	6.400	2.200	0.875	0.875	22.830	6.450	14.870	3.775	15.262	3.560
4.380	4.100	4.400	3.600	0.875	0.875	30.930	11.400	25.650	7.250	19.190	5.470
3.880	3.600	11.100	8.500	0.625	0.625	33.330	11.700	34.350	10.750	23.850	6.845
3.000	3.000	3.000	1.600	0.625	0.625	18.270	9.450	20.000	5.810	17.370	4.280
9.700	8.300	3.550	2.150	0.625	0.625	26.730	10.350	16.790	5.190	17.740	3.810
5.000	5.000	3.650	1.250	0.937	0.937	32.010	11.850	34.450	12.250	2.910	6.720
6.480	6.300	4.050	3.050	0.750	0.750	24.000	11.400	21.870	7.875	21.440	6.250
4.840	4.700	4.800	3.400	1.000	1.000	22.570	3.250	15.390	4.190	11.140	4.560
3.800	3.800	3.600	3.200	0.625	0.625	27.720	9.450	17.450	6.250	14.715	3.940
8.800	8.800	5.500	4.150	0.625	0.625	33.850	11.850	27.500	10.500	18.280	4.560
4.670	4.600	3.200	2.000	0.875	0.875	35.130	13.500	30.140	10.940	17.030	6.250
6.280	6.000	2.780	0.580	0.625	0.625	25.950	10.200	22.990	4.185	16.327	3.940
7.000	7.000	4.450	3.750	0.625	0.625	22.680	8.400	23.810	6.815	17.740	5.000
5.500	5.500	6.600	4.600	0.625	0.625	18.750	8.250	9.470	2.440	15.540	4.410
8.470	8.300	2.200	1.400	0.625	0.625	30.180	8.550	24.090	7.690	16.000	4.875
7.100	7.200	1.800	0.580	0.312	0.312	16.110	7.500	12.320	3.125	16.060	2.812
6.300	6.300	1.600	1.165	1.375	1.375	31.500	8.400	38.210	14.815	10.165	7.156
5.920	5.500	4.050	3.650	0.437	0.437	22.630	6.250	27.330	8.565	12.630	2.969
3.690	3.600	5.400	4.000	0.625	0.625	27.720	11.600	19.740	4.940	19.070	5.000
7.300	6.300	1.420	0.500	1.185	1.185	27.900	10.500	25.970	7.375	13.810	4.720
7.200	6.200	1.540	0.500	1.625	1.625	27.800	10.950	24.320	7.125	13.415	4.660
7.500	6.000	1.430	0.500	1.185	1.185	28.000	10.500	25.050	7.650	13.575	4.190
7.700	6.700	1.400	0.500	1.875	1.875	27.900	10.150	25.370	7.375	13.280	4.400
7.100	6.500	1.550	0.500	1.625	1.625	28.100	10.350	24.270	7.375	13.685	4.125
7.000	6.800	1.480	0.500	1.750	1.750	27.700	10.250	25.340	7.938	13.775	4.625
7.400	6.500	1.460	0.520	1.625	1.625	28.000	10.150	25.900	7.500	13.940	4.040

Quadro 5. Transformações do fósforo medidas por dois métodos de extração nos solos de Las Trancas (5) e Liberia (6) durante distintos períodos de incubação (0,33 hares e 30°C) Resultados em ppm

S O L O 5						S O L O 6					
F O S F O R O		D I S P O N I V E L P P M				F O S F O R O		D I S P O N I V E L P P M			
S E M A N A S		D E		I N C U B A C O E S		S E M A N A S		D E		I N C U B A C O E S	
I		V		X		I		V		X	
M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S	M E T O D O S
BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN	BRAY-1	MORGAN
6.840	1.660	15.040	0.600	5.885	1.125	12.760	1.000	7.700	0.625	2.620	1.220
13.990	3.915	16.100	6.600	9.140	2.280	22.080	1.925	3.370	0.875	3.755	1.660
12.020	2.500	9.900	6.550	5.405	1.625	2.990	1.165	6.550	4.875	3.235	1.660
13.965	10.500	16.700	3.000	29.820	3.187	11.880	2.915	6.590	2.600	9.500	3.060
9.765	5.080	9.030	3.400	14.680	3.810	16.902	5.115	14.000	4.250	20.830	1.190
3.050	3.165	6.050	3.500	7.180	1.625	7.365	2.000	12.300	0.750	12.960	1.720
7.980	2.080	3.880	1.000	4.550	1.810	7.412	1.750	8.900	0.940	12.860	2.970
6.980	4.165	8.790	4.900	10.000	5.000	19.980	3.415	16.900	3.190	19.140	3.060
10.045	3.830	14.240	6.600	17.900	5.780	22.160	8.580	20.600	6.125	17.830	3.190
4.435	4.665	6.590	2.600	7.250	3.060	10.130	3.330	16.000	2.250	20.760	2.125
3.679	3.915	10.560	2.100	10.260	1.875	8.735	2.415	16.800	7.625	21.970	1.720
8.450	9.665	23.600	6.200	11.100	3.500	23.715	8.115	25.500	1.625	20.160	3.060
8.245	5.000	7.320	4.000	8.870	4.125	16.725	3.830	22.300	2.562	15.780	3.345
3.237	15.330	2.460	1.400	4.020	2.280	7.180	1.415	17.100	0.500	27.230	2.125
4.240	5.000	3.390	1.900	3.660	1.810	6.430	1.415	20.090	0.875	15.640	2.280
6.915	7.910	12.010	5.000	10.370	2.594	12.880	2.250	23.300	4.875	24.850	3.345
4.340	17.660	18.350	6.000	15.140	3.660	14.290	7.165	26.500	6.875	35.580	3.900
7.850	3.165	6.000	1.900	20.560	2.440	10.910	1.665	16.600	0.500	16.460	1.970
4.715	4.165	6.020	4.100	8.790	2.875	11.065	3.750	24.100	2.940	17.600	2.125
4.300	2.415	6.050	2.100	4.830	3.060	11.110	1.700	12.200	0.875	10.950	2.970
5.790	14.994	4.310	4.400	10.190	2.720	11.890	3.750	18.800	3.185	30.000	2.500
2.480	2.830	6.910	1.200	1.700	1.970	6.240	0.585	8.800	1.312	8.570	1.500
4.810	12.994	15.500	7.800	20.220	4.280	17.230	9.165	22.800	5.000	33.580	4.030
6.245	15.160	8.160	4.600	10.030	2.595	13.720	4.165	14.400	3.125	32.380	1.345
4.575	8.160	4.110	2.600	7.030	3.345	12.865	3.165	13.800	1.310	18.660	2.125
18.380	4.080	25.970	4.300	11.255	3.125	7.480	3.582	8.820	3.935	6.330	2.060
18.620	4.580	25.320	4.900	11.805	3.280	7.860	3.665	9.060	3.062	6.495	2.595
18.120	4.080	25.050	4.900	11.100	3.500	8.200	3.165	9.210	3.185	6.360	2.970
19.140	4.165	25.370	4.300	11.770	3.190	7.800	3.580	9.890	3.310	6.150	2.970
18.490	4.500	24.270	4.500	11.555	3.875	7.040	3.415	8.850	3.685	6.550	2.280
19.310	4.330	25.340	4.900	11.875	3.875	8.050	3.830	8.850	3.935	6.940	2.625
18.780	4.080	25.900	4.400	11.015	3.440	7.840	3.500	8.530	3.625	6.165	2.875

Quadro 6. Coeficientes da função de resposta

$$Y = B_0 + B_1 X_1 + B_2 X_2 + \dots + B_{11} X_1^2 + \dots + B_{12} X_1 X_2 + \dots + B_{34} X_3 X_4$$

		B ₀	B ₁	B ₂	B ₃	B ₄	B ₁₁	B ₂₂	B ₃₃	
S ₁	1	a	5,359450	0,000066	0,036572	-0,014632	-0,078962	0,000000	0,000188	0,000032
		b	2,285680	0,000205	0,033274	0,000273	-0,034392	-0,000000	-0,000207	-0,000227
	5	a	1,506160	0,002266	-0,015561	-0,001697	0,044537	0,000000	0,000062	-0,000148
		b	1,572920	-0,001346	-0,017342	-0,005943	-0,005260	0,000000	0,000002	-0,000009
	10	a	2,038270	0,001539	-0,030243	0,020412	-0,008072	0,000000	0,000062	0,000445
		b	0,427200	0,004048	-0,035199	0,029806	-0,014393	-0,000000	0,000116	0,000306
S ₂	1	a	21,378630	0,000027	0,113820	0,016007	-0,081807	-0,000002	-0,001564	-0,000984
		b	-0,427200	0,003337	0,094085	0,143413	0,113410	-0,000002	-0,001487	-0,001467
	5	a	4,958460	-0,001983	0,044820	0,041021	-0,140550	0,000000	-0,000340	-0,000136
		b	2,815200	-0,000496	0,034658	0,025490	-0,039510	-0,000000	-0,000344	-0,000219
	10	a	17,832080	0,003846	0,028960	-0,016554	-0,081382	-0,000002	0,000089	-0,000748
		b	0,535820	0,000926	0,010107	0,003855	0,038024	-0,000000	0,000047	0,000287
S ₃	1	a	8,056000	-0,002637	-0,047199	-0,068439	0,149661	-0,000001	-0,000368	-0,000482
		b	9,813160	-0,004058	-0,074845	-0,101519	0,128816	-0,000000	-0,000084	-0,000144
	5	a	24,137050	-0,008691	-0,348494	-0,091989	-0,252639	0,000002	0,001611	0,000531
		b	12,484120	-0,003634	-0,219672	-0,016674	-0,185561	0,000002	0,001192	0,000341
	10	a	-1,553670	0,001442	0,031566	0,029145	0,031785	-0,000000	-0,000342	-0,000255
		b	-1,554680	0,001443	0,031591	0,029100	0,031810	-0,000000	-0,000342	-0,000255
S ₄	1	a	19,496430	-0,005027	-0,109974	0,356198	-0,036586	-0,000001	-0,000546	-0,000810
		b	16,810630	-0,007409	-0,142203	0,078963	-0,071380	0,000000	-0,000256	-0,000436
	5	a	2,788180	0,009912	0,209096	0,130122	0,096267	-0,000001	-0,000315	0,000241
		b	0,590860	0,005002	0,017590	-0,027884	0,049987	-0,000001	-0,000784	0,000777
	10	a	30,056880	-0,011356	-0,242779	-0,019954	-0,193137	0,000004	0,001311	0,000246
		b	3,736900	0,000603	-0,029885	0,178618	-0,018814	-0,000000	0,000215	0,000351
S ₅	1	a	26,590350	0,002848	-0,271049	0,118876	-0,464767	-0,000002	0,000463	0,000703
		b	19,997460	-0,002140	-0,245733	-0,059325	-0,431248	-0,000001	0,001388	0,001071
	5	a	-5,852190	0,008020	0,238413	0,361913	0,220404	-0,000004	-0,003593	-0,0003473
		b	8,066470	0,000492	-0,030166	-0,088500	-0,077168	-0,000001	-0,000491	-0,000008
	10	a	1,170990	0,011747	0,044578	0,138382	-0,147455	0,000000	0,000209	0,000303
		b	-0,538160	0,004400	0,019853	0,027823	-0,011378	-0,000000	-0,000209	-0,000115
S ₆	1	a	44,229730	-0,022767	-0,286528	-0,356001	-0,391572	-0,000006	-0,000216	0,000163
		b	1,219660	0,006481	-0,000591	-0,048675	-0,083837	-0,000000	-0,000298	0,000551
	5	a	2,310960	0,009237	0,012518	-0,159312	0,084261	-0,000001	-0,001062	0,001347
		b	-0,268770	0,003970	-0,044870	-0,053386	0,095963	-0,000001	-0,000361	0,000098
	10	a	-4,856640	0,002532	0,062690	0,284106	0,030467	0,000000	-0,000241	-0,000804
		b	0,853480	0,000948	-0,012585	0,006915	0,022598	-0,000000	0,000092	0,000164

		B ₄₄	B ₁₂	B ₁₃	B ₁₄	B ₂₃	B ₂₄	B ₃₄	RSQR	
S ₁	1	a	0,000436	0,000009	0,000005	-0,000013	-0,000044	-0,000739	0,001221	0,837000
		b	0,000132	0,000004	0,000018	-0,000003	-0,000065	-0,000165	0,000255	0,623000
	5	a	-0,000112	0,000026	0,000017	-0,000005	0,000198	-0,000336	-0,000209	0,798000
		b	-0,000022	0,000010	0,000003	0,000003	0,000062	0,000062	0,000012	0,622000
	10	a	-0,000011	-0,000142	0,000027	-0,000008	-0,000384	0,001399	-0,001190	0,472000
		b	-0,000027	-0,000049	0,000004	-0,000027	-0,000377	0,001462	-0,000817	0,537000
S ₂	1	a	-0,001132	0,000030	0,000120	0,000009	-0,000564	-0,000396	0,001515	0,826000
		b	-0,001167	0,000042	0,000035	0,000024	-0,000190	-0,000069	-0,000070	0,950000
	5	a	0,001799	0,000003	0,000016	0,000000	-0,000662	0,000384	-0,000051	0,702000
		b	0,000205	0,000005	0,000013	0,000002	-0,000430	0,000194	0,000286	0,718000
	10	a	0,000174	-0,000144	0,000096	0,000047	0,001478	0,001938	-0,001287	0,741000
		b	-0,000007	0,000007	-0,000000	-0,000013	-0,000095	-0,000380	-0,000264	0,529000
S ₃	1	a	-0,001240	0,000050	0,000038	0,000027	-0,001536	-0,001135	-0,000050	0,488000
		b	-0,001024	0,000054	0,000045	0,000018	0,001379	-0,001040	-0,000019	0,592000
	5	a	0,001741	0,000036	-0,000009	-0,000013	0,000390	0,001710	0,000139	0,560000
		b	0,001522	0,000017	-0,000038	0,000002	0,000811	0,000711	-0,000091	0,512000
	10	a	-0,000380	0,000001	0,000002	0,000001	-0,000044	0,000068	0,000005	0,786000
		b	-0,000380	0,000001	0,000002	0,000001	-0,000044	0,000068	0,000006	0,786000
S ₄	1	a	-0,000262	0,000090	0,000031	0,000090	0,000780	0,002087	-0,002446	0,805000
		b	-0,000046	0,000042	0,000000	0,000073	0,000919	0,000950	-0,000519	0,610000
	5	a	-0,000450	-0,000014	0,000004	-0,000136	0,001698	0,001617	-0,000229	0,828000
		b	-0,000109	0,000012	0,000025	-0,000051	0,000769	0,000506	-0,000319	0,939000
	10	a	0,001343	0,000051	-0,000017	0,000090	0,001876	-0,000869	0,001475	0,540000
		b	-0,000048	-0,000007	-0,000009	-0,000002	-0,000122	0,000416	0,000278	0,852000
S ₅	1	a	0,002481	0,000192	-0,000125	0,000041	0,001086	0,001186	0,000850	0,666000
		b	0,002570	0,000157	-0,000032	0,000011	-0,000725	0,001024	0,001291	0,712000
	5	a	-0,004153	0,000021	0,000033	0,000061	0,000920	0,001778	0,000680	0,939000
		b	-0,000351	-0,000007	0,000042	0,000018	0,001150	0,000750	0,000790	0,814000
	10	a	0,000962	-0,000150	-0,000042	-0,000045	0,000302	0,001207	0,000536	0,871000
		b	-0,000167	-0,000027	-0,000027	-0,000054	0,000372	0,000215	0,000521	0,876000
S ₆	1	a	0,000191	0,000026	0,000025	0,000069	0,003243	0,002281	0,003469	0,763000
		b	0,000067	-0,000050	-0,000001	-0,000033	0,000359	0,001359	0,000992	0,840000
	5	a	-0,000680	-0,000096	0,000097	-0,000069	0,001814	0,000724	-0,000795	0,669000
		b	-0,000268	0,000003	-0,000020	0,000000	0,002249	-0,000637	-0,000250	0,658000
	10	a	-0,000095	-0,000027	-0,000041	-0,000039	-0,001346	0,001001	-0,000648	0,752000
		b	-0,000307	-0,000011	0,000012	0,000003	0,000051	0,000368	-0,000230	0,751000

a = Método de Bray-Kurtz-1

b = Método de Morgan

1-5-10 = Semanas de incubações

S₁ = Peñas Blancas

S₂ = Cerrillos

S₃ = San Jerónimo

S₄ = Tempisque

S₅ = Las Trancas

S₆ = Liberia

Quadro 11. Fracionamento de fósforo nos solos estudados.

Solos	Fósforo Aproveitável			P-No			P-Solu			P-orgã										
	1	2	3	Bray, l	Morgan	C/NH ₄	Apati	co	mínio	P-Alu	P-Fe-	P-Cal	vel em	P-Oclu-	P Total	íncremã-	P-orgã	nico	% do P-	Total
Peñas Blancas	1,50	0,50	2,50	17,50	35,00	65,00	20,00	20,00	110,00	30,00	250,00	350,00	600,00	30,00	250,00	350,00	600,00	53		53
Cerrillce	3,00	2,00	1,87	15,00	77,50	160,00	65,00	65,00	120,00	45,00	443,87	226,12	700,00	45,00	443,87	226,12	700,00	36		36
S. Jeronimo	2,00	1,50	1,25	7,50	160,00	60,00	32,50	32,50	140,00	92,50	493,25	506,75	1000,00	92,50	493,25	506,75	1000,00	50		50
Pempisque	3,75	3,00	2,50	35,00	85,00	25,00	72,50	72,50	10,00	82,50	312,50	287,50	600,00	82,50	312,50	287,50	600,00	47		47
Las Trancas	2,75	1,90	1,25	8,75	52,50	87,50	47,50	47,50	20,00	70,00	287,50	215,50	500,00	70,00	287,50	215,50	500,00	42		42
Libéria	4,50	3,60	0,00	2,50	17,50	25,00	10,00	10,00	100,00	51,25	226,50	243,50	450,00	51,25	226,50	243,50	450,00	54		54

Quadro 14. Produção de CO₂ do solo Peñas Blancas (1) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 38°C) Resultados em mg de CO₂/10 g de solo.

S O L O N O 1									
P R O D U C A O A C U M U L A D A E M M G D E C O 2 / 1 0 G R D E S O L O									
P E R I O D O D E 1 A 1 0 S E M A N A S									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
18.92	45.32	57.86	70.62	81.84	93.50	101.64	108.46	115.06	121.22
18.92	45.32	56.98	71.06	80.96	90.42	100.32	106.04	111.76	117.70
23.10	38.94	50.16	60.94	69.52	79.64	91.30	99.00	106.70	114.40
22.80	47.96	58.74	69.30	78.98	89.98	100.54	108.24	115.94	123.86
27.06	48.40	60.06	70.62	80.92	95.48	106.92	113.52	120.12	126.94
21.12	50.60	61.60	74.36	85.58	99.88	110.66	119.24	127.82	136.40
27.06	51.48	60.94	71.28	80.96	90.86	101.86	109.12	116.38	123.64
32.34	56.32	69.52	79.42	92.18	100.57	109.34	116.16	122.98	129.80
21.12	43.34	53.68	70.84	83.38	94.38	102.52	111.76	120.78	129.80
16.94	35.20	50.16	67.10	83.60	96.58	108.68	119.02	129.36	139.48
24.64	45.32	55.00	67.98	74.80	84.48	94.60	101.20	107.80	114.40
25.52	49.72	58.30	68.86	67.20	86.90	96.80	104.28	111.76	119.40
25.74	44.00	54.56	64.46	72.16	81.86	89.54	96.58	103.40	110.22
19.58	40.26	53.20	79.64	94.16	106.92	122.98	132.22	141.46	150.48
27.06	46.64	55.88	67.98	75.90	84.70	92.84	98.34	103.84	109.34
25.52	45.54	54.34	65.34	72.60	82.28	92.18	99.44	106.70	113.74
22.22	44.66	55.22	66.44	79.86	90.86	97.90	106.04	114.18	122.32
23.54	48.40	60.72	62.58	87.12	100.98	114.62	124.08	133.54	143.00
21.56	43.56	51.70	61.60	71.72	81.62	91.52	98.78	106.04	113.30
23.10	46.64	60.50	71.94	81.40	95.48	107.14	116.16	125.18	133.98
25.30	49.28	61.16	76.34	83.38	95.26	106.48	114.40	122.10	128.80
27.94	47.52	52.58	66.44	76.34	87.34	95.48	102.74	110.00	117.04
31.90	53.02	62.26	74.36	83.16	94.16	104.50	111.54	118.58	125.40
31.68	57.86	68.20	81.62	90.86	100.76	109.12	115.50	121.88	128.26
27.06	51.92	61.60	74.36	82.50	94.82	104.72	112.42	120.12	127.82
26.18	45.76	56.76	66.66	77.66	87.78	97.90	106.04	114.18	122.10
28.82	47.30	53.02	61.82	71.06	81.62	90.64	98.78	106.92	115.06
22.12	53.46	64.46	74.58	82.72	91.08	100.76	107.80	114.84	121.88
24.64	44.00	52.58	59.84	68.86	78.10	85.58	91.74	97.68	103.62
25.96	47.52	57.20	68.20	75.02	85.58	94.82	101.86	108.68	115.50
26.40	49.50	57.64	64.02	72.16	81.62	89.76	97.46	105.16	112.64
27.50	46.20	55.00	61.60	73.04	80.30	88.44	99.00	105.60	114.40

Quadro 15. Produção de CO₂ do solo Cerrillos (2) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em mg de CO₂/10 g de solo.

S O L O N O 2									
P R O D U C A O A C U M U L A D A E M M G D E C O 2 / 1 0 G R D E S O L O									
P E R I O D O D E 1 A 1 0 S E M A N A S									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
34.98	71.72	84.48	95.20	105.38	115.28	127.82	136.40	144.98	153.34
31.46	71.94	86.24	96.14	109.78	121.22	132.44	142.34	152.02	161.70
35.64	69.30	83.60	93.50	107.14	118.58	129.80	138.16	146.52	154.88
37.18	80.08	94.38	109.78	126.50	140.80	155.10	165.22	175.12	185.02
31.46	63.58	73.26	84.26	97.90	108.46	121.66	129.14	136.40	139.70
40.70	71.72	81.84	90.64	102.30	112.64	125.40	135.96	146.52	156.86
35.42	70.18	78.98	91.08	99.88	108.90	119.68	127.60	135.52	143.22
36.74	71.94	84.70	95.48	106.04	115.94	124.74	134.86	144.98	154.88
29.48	64.68	75.68	84.26	97.46	130.02	119.68	130.02	140.36	150.48
22.66	59.84	71.72	81.62	95.04	105.38	116.38	126.50	136.62	146.52
29.04	61.60	71.94	80.90	95.04	104.28	115.28	125.18	134.86	144.54
32.34	67.76	78.10	86.90	101.86	113.96	125.80	133.76	142.12	150.48
26.40	65.56	79.64	88.44	102.30	113.30	124.52	133.32	142.12	150.07
27.06	60.72	73.92	84.26	94.38	104.28	115.72	126.28	136.84	147.18
31.90	62.26	74.14	82.72	95.48	106.70	116.60	125.18	133.76	142.34
36.52	74.14	86.90	96.58	106.92	116.82	129.14	139.48	149.82	159.94
38.50	75.24	86.68	95.90	108.46	120.78	133.98	146.08	157.96	169.84
38.50	71.72	84.48	93.72	105.82	115.72	126.28	136.18	146.08	155.98
34.76	65.42	81.84	89.76	100.76	111.32	117.26	132.22	142.78	153.12
32.34	69.30	81.84	91.08	102.74	112.86	124.88	134.86	145.64	157.74
33.44	69.52	84.04	95.04	106.04	114.84	128.26	139.70	151.14	162.58
31.24	67.98	81.84	95.92	107.58	117.70	128.70	138.38	147.84	157.30
34.10	67.54	81.40	91.30	106.48	117.26	126.94	137.50	140.14	158.62
38.94	69.96	79.42	88.44	100.98	110.66	121.88	132.44	143.00	153.34
37.40	67.10	83.82	95.04	101.20	110.44	119.02	134.64	143.88	154.44
34.32	67.98	85.58	96.58	115.94	128.92	142.56	152.46	162.14	171.82
35.20	72.38	83.38	94.38	103.84	115.06	126.06	135.74	145.42	154.88
34.98	69.08	82.28	92.84	105.38	116.16	127.82	137.28	146.52	155.76
37.62	79.20	92.62	102.52	114.18	125.18	135.52	145.20	154.88	164.56
37.62	75.02	85.14	93.94	104.72	118.58	130.46	139.48	148.50	157.52
38.50	77.22	90.20	99.88	111.76	122.76	134.20	144.54	154.88	165.00
36.96	74.90	88.00	99.66	114.18	125.84	140.58	150.26	159.94	169.40

Quadro 16. Produção de CO₂ do solo San Jeronimo (3) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em mg de CO₂/10 g de solo

S O L O N O 3									
P R O D U C A O A C U M U L A D A E M M G D E C O 2 / 1 0 G R D E S O L O									
P E R I O D O D E 1 A 1 0 S E M A N A S									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
14.30	26.84	36.52	42.46	52.58	57.42	63.14	68.20	73.26	78.10
20.24	32.56	38.06	45.54	49.94	54.34	60.94	66.44	71.94	77.44
18.26	30.58	39.16	45.98	52.14	58.52	65.34	71.50	77.44	83.38
17.38	29.26	32.12	42.24	47.96	55.00	61.38	66.22	70.84	75.46
18.26	29.70	36.74	43.34	48.48	53.24	58.96	63.80	68.64	74.36
20.02	34.32	41.80	46.86	51.70	58.52	63.80	68.20	72.60	76.78
15.62	25.08	32.12	37.62	44.00	48.84	56.32	59.84	63.36	66.88
16.72	29.04	37.40	42.90	50.38	55.22	58.96	64.68	70.40	76.12
19.80	33.44	40.04	44.44	51.56	56.32	62.92	65.34	67.76	70.18
15.40	26.62	34.10	40.48	45.76	51.92	58.52	63.80	69.08	74.14
20.46	29.70	38.50	43.56	51.70	56.54	62.70	68.42	74.14	79.86
17.16	27.72	34.98	41.36	47.96	55.88	61.60	66.66	71.72	76.78
20.46	32.12	41.58	46.42	52.36	57.64	65.34	70.84	76.34	81.84
18.92	33.66	40.26	45.32	50.60	55.44	60.94	65.34	69.74	74.14
19.80	31.02	37.62	43.78	49.50	55.44	60.50	65.56	70.62	75.46
16.08	28.60	35.12	40.48	47.08	51.48	56.98	61.60	66.22	70.62
20.02	29.70	36.30	40.92	47.52	54.12	60.28	66.66	73.04	79.20
14.30	23.98	31.24	36.08	44.88	49.72	55.00	59.84	64.68	69.30
16.94	27.94	34.54	39.16	45.32	52.36	57.42	62.04	66.66	71.06
18.92	29.70	36.30	40.04	47.74	53.24	59.84	65.34	70.62	75.90
12.26	25.30	32.56	37.18	43.12	47.52	54.12	58.74	63.14	67.54
21.12	30.58	38.06	45.10	52.14	58.30	65.56	68.64	73.48	78.10
16.28	26.40	33.00	37.40	44.88	50.38	56.10	60.50	64.68	68.86
17.82	26.40	34.32	39.82	46.42	54.56	61.60	66.66	71.50	76.34
20.02	30.80	38.72	43.12	48.84	54.56	59.62	64.46	69.30	74.14
16.50	25.52	36.08	39.60	47.08	52.58	58.74	63.80	68.64	73.48
18.92	29.48	37.62	43.12	49.72	54.56	60.06	65.34	70.62	75.90
18.48	30.58	37.18	42.46	49.06	55.66	61.16	65.56	69.96	74.36
13.42	24.64	33.44	38.50	43.56	50.16	56.54	61.60	66.44	71.28
13.20	25.30	32.78	37.40	42.90	50.60	57.86	63.36	68.86	74.36
18.70	32.34	38.94	44.66	49.50	55.00	60.90	66.00	71.06	76.12
17.82	30.58	37.18	42.24	48.62	55.44	60.72	67.56	70.18	74.80

Quadro 17. Produção de CO₂ do solo Tempisque (4) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em mg de CO₂/10 g de solo.

S O L O N O 4									
P R O D U C A O A C U M U L A D A E M M G D E C O 2 / 1 0 G R D E S O L O									
P E R I O D O D E 1 A 1 0 S E M A N A S									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
19.58	31.90	44.22	49.94	57.20	63.14	70.40	77.22	84.04	90.64
17.38	38.06	47.96	53.68	60.94	69.96	78.76	84.92	91.08	97.24
16.94	33.00	41.36	47.96	55.44	63.58	67.10	73.04	78.76	84.48
21.56	37.18	52.36	60.06	67.76	76.12	82.50	87.78	93.06	98.12
20.02	34.54	44.00	51.26	56.76	63.36	70.18	75.68	80.96	86.24
21.34	35.42	43.34	48.84	54.56	61.16	67.98	73.04	78.10	82.94
20.46	32.78	45.10	53.24	60.94	67.98	74.36	79.42	84.48	89.32
16.06	30.36	42.24	53.24	63.36	70.84	80.30	84.26	90.20	95.92
20.46	34.98	46.20	55.00	63.58	71.78	79.32	84.48	90.64	96.58
19.80	34.70	44.66	50.60	61.16	68.64	75.02	79.86	84.48	89.10
19.36	34.54	46.20	51.48	58.52	66.88	73.04	78.54	83.82	89.10
18.48	35.42	46.86	51.26	58.96	66.66	71.94	77.44	82.72	88.00
21.34	37.18	49.94	58.08	68.20	77.00	85.80	92.18	98.56	104.94
19.14	32.56	41.58	45.31	51.48	58.52	64.46	69.30	74.14	78.54
16.06	32.78	44.88	51.04	58.84	67.10	73.92	77.44	80.96	84.48
19.58	31.90	42.90	50.60	57.86	63.80	68.64	74.58	79.86	84.52
24.86	40.04	46.64	54.34	62.48	69.74	76.56	81.62	86.68	91.52
18.04	40.04	49.50	56.10	64.46	71.50	71.50	83.82	90.20	96.36
21.12	39.16	50.16	56.76	61.60	68.86	76.56	80.96	85.36	89.54
18.92	33.00	42.24	47.30	55.22	63.36	69.96	75.02	80.08	85.14
14.96	29.16	39.16	44.22	53.46	60.28	66.22	71.72	77.22	82.50
18.70	28.60	44.44	49.94	59.40	66.22	72.82	79.42	85.80	92.18
20.24	36.90	46.20	53.24	62.04	71.50	79.20	85.58	91.96	98.34
21.12	36.30	49.06	58.08	67.10	74.58	83.38	88.88	94.38	99.88
17.16	29.92	41.14	47.30	54.78	61.38	69.74	76.34	82.94	89.54
22.88	35.64	49.72	56.32	65.12	73.26	79.64	84.92	90.20	95.48
19.80	34.32	47.52	54.56	63.14	72.38	80.08	88.00	95.92	103.62
18.70	32.56	46.42	54.78	58.80	72.38	77.22	81.40	85.58	89.76
19.14	35.86	47.08	53.24	60.72	67.98	73.70	80.08	86.46	92.62
17.16	29.48	41.58	47.08	56.98	64.46	71.28	77.44	83.60	89.76
19.14	33.22	45.98	56.98	67.98	79.64	87.34	94.82	102.08	109.34
20.46	34.54	45.10	52.14	60.54	69.74	75.46	81.40	87.34	93.28

Quadro 18. Produção de CO₂ do solo Las Trancas (5) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em mg de CO₂/10 g de solo.

S O L O N O 5									
P R O D U C A O A C U M U L A D A E M M G D E C O 2 / 1 0 G R D E S O L O									
P E R I O D O D E 1 A 1 0 S E M A N A S									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
19.40	35.64	41.80	47.96	53.90	59.84	67.54	72.60	77.66	82.72
18.26	30.80	36.96	43.34	47.30	52.80	59.18	62.92	66.66	70.40
18.70	34.98	40.48	45.10	50.60	58.52	64.46	68.42	72.38	76.12
17.38	32.12	38.28	44.88	54.56	60.06	67.76	71.72	75.68	79.64
18.04	33.00	38.28	46.20	52.14	58.96	65.78	70.40	73.02	79.42
15.84	37.40	42.24	50.38	55.44	63.14	67.98	72.60	77.22	81.84
18.04	35.42	40.04	45.32	51.70	58.96	64.46	68.86	73.04	77.22
15.40	31.46	37.62	43.12	49.72	54.40	64.90	68.64	72.38	75.90
19.36	45.76	51.92	59.84	69.08	74.80	80.74	84.70	88.66	92.62
18.48	36.08	42.24	48.40	54.56	60.50	66.66	71.28	75.68	80.08
17.60	33.00	37.62	43.12	48.18	55.44	60.94	65.56	70.18	74.58
16.50	31.90	37.62	42.46	50.82	55.66	60.06	65.12	70.18	75.24
22.22	38.50	44.44	51.04	55.22	60.94	69.74	73.92	78.10	82.28
17.82	34.76	40.48	46.42	51.48	57.42	63.36	66.44	69.52	72.38
18.92	35.64	40.26	45.54	51.04	59.40	64.24	68.42	72.38	76.34
16.28	33.00	38.72	43.34	49.50	55.66	64.02	67.98	71.94	75.68
19.14	36.52	43.12	49.28	56.98	63.14	69.74	74.58	79.42	84.26
13.42	29.70	36.08	42.24	49.28	54.78	61.60	66.88	71.94	77.00
21.54	42.68	50.38	59.40	67.32	74.36	80.96	85.58	89.98	94.38
18.92	37.62	45.32	53.02	60.50	66.66	76.56	82.72	88.66	94.60
17.82	37.40	42.68	49.94	56.54	63.38	69.08	74.80	80.30	85.80
21.78	36.74	45.32	52.36	51.92	65.78	72.04	77.44	81.84	86.02
18.04	38.94	42.74	54.34	60.94	67.10	73.70	78.10	82.50	86.90
17.82	36.30	44.00	51.26	57.64	64.46	71.50	76.34	80.96	85.58
18.04	37.62	44.22	50.16	55.66	60.94	67.10	72.82	78.54	84.26
19.36	34.54	41.14	47.08	53.68	60.28	65.56	67.32	71.06	74.80
16.50	32.34	37.18	42.02	49.94	55.44	60.28	65.12	69.96	74.58
17.82	38.06	43.56	49.50	53.90	59.40	65.34	69.52	73.70	77.66
16.72	35.86	42.02	48.84	54.56	60.50	66.66	70.84	75.02	78.98
18.26	36.68	43.56	50.16	55.66	62.26	68.42	73.92	79.42	84.70
16.94	30.80	35.86	41.58	46.64	54.12	59.62	65.56	67.32	71.06
13.86	28.16	33.22	39.82	46.42	51.92	56.76	66.88	72.16	75.02

Quadro 19. Produção de CO₂ do solo Liberia (6) durante distintos períodos de incubação (0,33 bares e 30°C) Resultados em mg de CO₂/10 g de solo.

S O L O N O 6									
P R O D U C A O A C U M U L A D A E M M G D E C O 2 / 1 0 G R D E S O L O									
P E R I O D O D E 1 A 1 0 S E M A N A S									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
16.50	28.60	34.76	41.58	48.84	53.24	61.60	69.08	76.78	84.48
18.26	32.78	37.18	41.58	46.64	51.26	57.80	70.40	70.40	76.78
19.58	38.94	44.00	48.18	55.22	59.62	67.32	73.26	79.20	84.92
15.84	30.58	36.08	42.68	49.06	54.56	60.94	67.10	73.26	79.20
16.72	34.32	40.92	46.64	53.46	57.86	65.12	70.84	76.56	81.40
15.18	33.88	39.38	46.20	51.48	56.98	65.34	71.06	76.56	81.84
18.48	35.86	42.02	48.62	54.12	58.52	65.12	70.40	75.68	80.74
16.50	36.96	42.90	47.96	53.24	58.30	65.56	71.50	77.22	82.94
17.16	35.20	40.70	47.08	53.02	60.94	66.66	74.36	82.06	89.76
18.26	39.82	48.40	53.68	58.74	66.22	74.36	80.52	86.68	92.84
20.46	35.64	41.36	45.98	53.90	58.52	66.22	71.28	76.34	81.40
18.04	35.86	44.00	51.26	59.40	64.90	72.82	79.42	85.80	92.18
16.94	33.44	40.04	46.64	51.92	60.50	68.20	76.12	82.94	89.76
18.48	33.66	40.26	49.94	54.34	59.62	65.56	70.62	75.68	80.74
19.10	35.20	39.82	45.98	51.70	57.86	64.68	71.28	77.88	77.88
19.36	34.76	42.90	49.50	55.66	61.82	67.10	73.26	79.42	85.58
18.26	33.88	39.82	43.56	49.72	56.76	64.46	69.08	73.70	78.32
15.84	29.04	36.52	43.12	49.28	54.56	62.48	67.76	72.82	77.88
23.76	46.42	53.68	60.94	67.32	73.04	79.64	86.46	93.06	99.66
20.68	34.32	40.48	48.18	54.34	60.06	67.98	75.02	82.06	88.88
23.32	39.38	45.98	52.14	57.86	62.70	68.64	74.58	80.52	86.46
18.92	36.30	43.34	49.50	54.12	60.06	66.66	72.16	77.66	83.16
11.88	28.60	35.42	42.90	48.62	54.56	63.58	94.82	96.14	101.42
14.30	31.02	38.50	43.12	49.72	55.44	61.16	67.76	74.14	80.52
18.26	38.06	45.32	53.90	60.50	66.00	73.48	79.64	85.58	91.52
16.72	34.76	42.02	48.84	55.88	61.60	69.74	76.34	82.94	89.32
15.84	32.34	38.94	46.42	53.02	57.86	66.88	73.70	80.52	87.12
21.12	37.18	43.34	51.04	56.98	61.38	69.96	75.68	81.40	87.12
15.84	36.08	43.56	53.24	61.60	67.76	76.12	82.06	88.00	93.94
19.36	39.16	47.52	52.58	59.84	64.90	73.92	80.52	86.68	92.40
18.26	35.42	42.90	49.78	56.32	61.60	68.64	73.48	78.32	83.16
17.6	34.76	40.64	44.88	51.26	58.08	66.44	73.04	79.86	86.68