

## FUNCIONAMENTO MICROBIOLÓGICO DO SOLO SOB DIFERENTES COBERTURAS VEGETAIS NO NÚCLEO DE DESERTIFICAÇÃO DO SERIDÓ<sup>(1)</sup>.

**Adriana Ferreira Martins<sup>(2)</sup>; Marcelo Ferreira Fernandes<sup>(3)</sup>; Ignácio Hérnan Salcedo<sup>(4)</sup>**

<sup>(1)</sup> Trabalho executado com recursos de CNPq.

<sup>(2)</sup> Bióloga, Doutoranda do Programa de Pós-graduação em Ciência do Solo, Universidade Federal da Paraíba – DSER/CCA/UFPB, Areia (PB), biol.adriana@gmail.com; <sup>(3)</sup> Engenheiro Agrônomo, Doutor em Ciência do Solo, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – EMBRAPA, Aracaju (SE), marcelo.fernandes@embrapa.br; <sup>(4)</sup> Engenheiro Agrônomo, Doutor em Ciência do Solo, Instituto Nacional do Semiárido – INSA, Campina Grande (PB), ignaciohsalcedo@gmail.com

**RESUMO:** A atividade microbiana do solo é essencial para o funcionamento e equilíbrio dos ecossistemas. Sendo assim, este trabalho objetivou avaliar a atividade enzimática sob diferentes coberturas vegetais e tipos de solos do Núcleo de Desertificação do Seridó. Para isto, amostras de solo foram coletadas sob diferentes tipos de uso e cobertura vegetal e em dois tipos de solo e analisadas quanto à atividade de  $\beta$ -glicosidase, fosfatase ácida e alcalina, arilsulfatase, invertase, xilanase, CM-celulase e lacase. Observou-se que não houve diferenças no funcionamento microbiológico do solo entre amostras dos diferentes tipos de solo estudados, entretanto houve significativa diferença em relação às coberturas vegetais.

**Termos de indexação:** Caatinga, enzimas do solo, atividade microbiana.

### INTRODUÇÃO

A degradação do solo é o resultado de processos naturais que podem ser induzidos ou acelerados pelo homem. O processo de degradação dos solos produz a deterioração da cobertura vegetal, do solo e dos recursos hídricos, através de uma série de processos físicos, químicos, biológicos e hidrológicos. Essas deteriorações provocam a destruição tanto do potencial biológico das terras quanto da sua capacidade de uso em sustentar a população a ela ligada (Accioly, 2001). Nos municípios pertencentes ao Núcleo de Desertificação do Seridó, o agricultor de áreas sujeitas às variações pluviométricas está comercializando o que resta de solo fértil para as indústrias de cerâmica da região. Com isso, camadas de solo arável são extraídas e usadas como matéria prima em olarias e o que sobra da terra vem servindo apenas para aumentar a área de mancha desertificada (Dantas, 2001). Portanto, conhecer a biodiversidade da região e os processos

bióticos e abióticos que afetam sua biota, é o primeiro passo para que seus recursos possam ser aproveitados de maneira sustentável, reduzindo a degradação ambiental e melhorando a qualidade de vida de seus habitantes (Giongo, 2011).

O conhecimento sobre a riqueza e distribuição dos organismos em ambientes naturais é essencial para o estudo e entendimento dos mecanismos envolvidos nas relações de comunidades ecológicas, bem como para o desenvolvimento de medidas e políticas de conservação. Curiosamente, embora os microrganismos compreendam a maior biodiversidade do nosso planeta, pouco é conhecido sobre sua distribuição e seus papéis ecológicos em ambientes naturais, especialmente, nas áreas em processo de desertificação. Os microrganismos são a principal fonte de enzimas do solo, exercendo, por meio da atividade destas, importante controle sobre processos reguladores da qualidade do solo, decomposição da matéria orgânica e disponibilidade de nutrientes no ambiente (Quilchano & Marañón, 2002).

A atividade das enzimas está fortemente associada com a atividade microbiana do solo, e, portanto, influenciada por variações do ambiente, como temperatura, umidade e manejo. Segundo Mijangos et al. (2006), a atividade enzimática do solo, a qual controla a ciclagem dos nutrientes através dos processos de mineralização da matéria orgânica, constitui-se num importante indicador de diversidade microbiológica do solo. Como as enzimas estão presentes em baixas concentrações no solo, a quantificação destas é feita de maneira indireta, através da medida da sua atividade, e não pela sua quantidade. Geralmente, a atividade é mediada, através da quebra de um substrato específico para cada enzima a ser avaliada, em condições padronizadas de pH e temperatura (Tabatabai, 1994).

O objetivo do presente trabalho foi avaliar atividade enzimática sob diferentes coberturas vegetais e tipos de solos do Núcleo de Desertificação do Seridó (RN).

## MATERIAL E MÉTODOS

Foram realizadas avaliações em dois tipos de solos – LUVISSOLO e NEOSSOLO LITÓLICO – no município de Parelhas (RN), pertencente ao Núcleo de Desertificação do Seridó. Em cada solo foram selecionadas áreas sob os seguintes usos e coberturas: Caatinga Preservada (catingueira, marmeleiro e jurema); Vegetação de Jurema; e Sem Vegetação. Cada unidade amostral foi delimitada em uma área de um hectare, considerando-se as variações do relevo. A amostragem foi realizada na profundidade de 0-10 cm, no período seco.

As amostras foram analisadas quanto as seguintes atividades: as fosfatases foram obtidas pelo método de Tabatabai & Bremner (1969) determinando-se, por espectrofotometria ( $\lambda=410$  nm), a quantidade de p-nitrofenol liberado após incubação de 0,4 g de solo em 1,6 mL de tampão universal modificado (MUB) e 0,4 mL de solução de p-nitrofenil fosfato, a 37°C, por 1 h. O pH do tampão utilizado nas análises foi de 6,5, para fosfatase ácida, e de 11, para fosfatase alcalina.

A atividade de  $\beta$ -glicosidase (Eivazi & Tabatabai, 1988) procedeu-se de maneira semelhante às fosfatases, porém utilizando solução de p-nitrofenil  $\beta$ -D-glicosídeo e MUB pH 6,0. Para arilsulfatase (Tabatabai & Bremner, 1970) determinou-se também por espectrofotometria ( $\lambda=410$  nm), a quantidade de p-nitrofenol liberado após incubação de 0,4 g de solo em 1,6 mL de tampão acetato 0,5 M pH 5,8 e 0,4 mL de solução de p-nitrofenil sulfato, a 37°C, por 1 h.

As CM-celulase, xilanase e invertase foram analisadas pelo método de Schinner & Von Mersi (1990), em que a quantidade de glicose liberada após incubação de 1 g de solo em 3 mL de tampão acetato e 3 mL de solução com substrato, a 50°C, por 24 h, foi determinada por espectrofotometria ( $\lambda=690$  nm).

A lacase foi obtida pelo método de Niku-Paavola et al. (1990) determinando-se, por espectrofotometria ( $\lambda=436$  nm), a quantidade de nmol produto  $L^{-1} min^{-1}$  liberada após incubação de 1 g de solo em 1 mL de tampão fosfato, a 25°C, por 1 hora.

Para avaliação dos resultados, foi aplicada técnica de multivariada para avaliar os efeitos das diferentes coberturas vegetais e tipos de solo no funcionamento microbológico do solo (FMS), aqui descrita pela simultânea análise das oito variáveis biológicas estudadas ( $\beta$ -glicosidase, fosfatase ácida, fosfatase alcalina, arilsulfatase, CM-celulase, xilanase, invertase e lacase). Os dados provenientes das oitos variáveis foram analisadas usando ordenação multivariada escalonamento

multidimensional não-métrico (NMS) (Sokal, 1979; McCune & Grace 2002) com Sorensen distâncias. Antes da análise, os dados foram normalizados por totais de cada variável para explicar as diferenças nas unidades variáveis. A matriz de dados normalizado composto por oito variáveis biológicas foi chamado de matriz FMS. A ordenação foi realizada utilizando o programa PC-ORD v 4.0 (McCune & Mefford 1999). As variações na FMS foram também caracterizados por cálculo dos coeficientes de correlação de Pearson entre os valores individuais das variáveis consideradas neste estudo e os escores NMS (eixos 1 e 2). O “multiresponse permutation procedure” (MRPP, Mielke & Berry, 2000) foi utilizado para testar a hipótese de não efeito das diferentes coberturas vegetais e tipos de solo.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

O funcionamento microbológico do solo (FMS) foi descrito pela análise conjunta da atividade de oito enzimas do solo (**Figura 1**). De acordo com a análise de NMS, FMS foi adequadamente descrito por um gráfico de duas dimensões, o qual representou 83% da variabilidade dos dados de atividade enzimática. A maior fração desta variabilidade (68%) foi representada no Eixo 1, com apenas 15% no eixo 2.

O Eixo 1 está fortemente associado ( $p < 0,001$ ) a gradiente crescente na atividade das enzimas  $\beta$ -glicosidase, CM-celulase, fosfatase ácida, xilanase e invertase, da esquerda para a direita do gráfico. O Eixo 2 foi fortemente correlacionado apenas a fosfatase alcalina, sendo atividade desta enzima crescente no sentido ascendente deste eixo (**Tabela 1**).

De acordo com o teste de MRPP (“multiresponse permutation procedure”), diferenças entre vegetações foram observadas, especialmente ao longo do Eixo 1 (**Figura 1**). À direita deste eixo, observa-se a dominância de amostras de solo da Caatinga Preservada coletadas sob a copa das diferentes espécies estudadas. O FMS destas amostras difere do das sob vegetação dominada por jurema, área sem vegetação e das condições entre árvores. Nenhuma diferença entre vegetações foi observada ao longo do Eixo 2.

Não foram observadas diferenças entre o FMS de amostras sob as principais espécies componentes da Caatinga Preservada (catingueira, marmeleiro e jurema). Amostras sob jurema em Caatinga Preservada apresentaram FMS distintos dos observados sob a mesma espécie em área com dominância de jurema. Amostras coletadas entre árvores, independentemente da vegetação



dominante, apresentaram FMS semelhantes entre si e com as áreas sem vegetação.

Não houve diferenças no FMS entre amostras do LUVISSOLO e do NEOSSOLO LITÓLICO.

As médias de atividade enzimática para cada vegetação e tipo de solo são apresentadas na **Tabela 2**.

## CONCLUSÕES

A Caatinga Preservada apresenta um significativo funcionamento microbiológico do solo perante as demais coberturas vegetais estudadas.

O FMS demonstra diferenças entre amostras de vegetações, contudo não apresenta o mesmo comportamento em relação aos tipos de solos.

## REFERÊNCIAS

ACCIOLY, A. M. A. Amenizantes e estratégias para o estabelecimento de vegetação em solo de áreas contaminadas por metais pesados. 2001. 170 f. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas). Universidade Federal de Lavras. Lavras, 2001.

DANTAS, C, G. A desertificação do semi-árido nordestino: o caso da região do Seridó norte-riograndense. 2001. 80 f. Dissertação. Universidade Federal do Rio Grande do Norte. Natal, 2001.

EIVAZI, F. & TABATABAI, M. A. Glucosidases and galactosidases in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 20:601-606, 1988.

GIONGO, V. Balanço de carbono no semiárido brasileiro: Perspectivas e desafios. In: LIMA, R. da C. C.; CAVALCANTE, A. de M. B.; PEREZ-MARIN, A. M. (Eds). *Desertificação e mudanças climáticas no semiárido brasileiro*. Campina Grande: INSA-PB, p.115-130. 2011.

McCUNE, B. & GRACE, J. B. *Analysis of ecological communities*. MjM Software Design, Gleneden Beach, OR, 2002.

McCUNE, B. & MEFFORD, M. J. *PC-ORD multivariate analysis of ecological data*, 40th edn. MjM Software Design, Gleneden Beach, OR, USA, 1999.

MIELKE, P. W. & BERRY, K. J. *Permutation Methods: a Distance Function Approach*, Springer-Verlag, New York, 2000.

MIJANGOS, I. et al. Effects of fertilization and tillage on soil biological parameters. *Enzimol. Microbiol. Technol.*, 40:100-106, 2006.

NIKU-PAAVOLA, M. L., RAASKA, L. & ITAVAARA, M. Detection of white-rot fungi by a non-toxic stain. *Mycological Research*, 94:27-31, 1990.

QUILCHANO, C. & MARANÓN, T. Dehydrogenase activity in Mediterranean forest soils. *Biology and Fertility of Soils*, Berlin, 35:102-107, 2002.

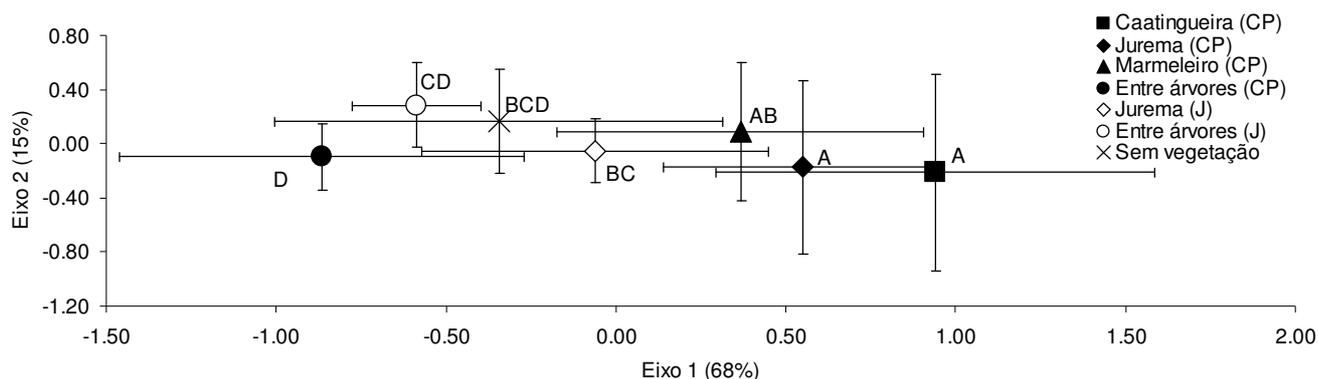
SCHINNER, F. & VON MERSI, W. Xylanase, CM-cellulase and invertase activity in soil: an improved method. *Soil Biology and Biochemistry*, 22:511-515, 1990.

SOKAL, R. R. Testing statistical significance of geographic variation patterns. *System Zoology*, 28:627-632, 1979.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: WEAVER, R. W.; SCOTT, A.; BOTTOMELEY, P. J. (Eds.) *Methods of soil analysis: microbiological and biochemical properties*. Madison: Soil Science Society of America, 1994. Part 2, p.778-835. (Special Publication, 5).

TABATABAI, M.A. & BREMNER, J.M. Use of p-nitrophenyl phosphate for assay of soil phosphatase activity. *Soil Biology and Biochemistry*, 1:301-307, 1969.

TABATABAI, M. A. & BREMNER, J. M. Arylsulfatase activity of soils. *Soil Science Society America Proc.*, 34:225-229, 1970.



**Figura 1** – Funcionamento microbiológico do solo (FMS) descrito pela atividade conjunta de sete enzimas do solo (arilsulfatase, fosfatase ácida, fosfatase alcalina,  $\beta$ -glicosidase, xilanase, invertase e CM-celulase) sob diferentes vegetações no Núcleo de Desertificação do Seridó (Parelhas, RN). Os símbolos geométricos correspondem aos centroides das amostras sob cada vegetação. Os valores entre parênteses referem-se à porção da variabilidade total dos dados representada em cada eixo. As barras de erro horizontais e verticais indicam  $\pm 1$  D.P. dos escores das amostras nos eixos 1 e 2, respectivamente. FMS representados por centroides com uma mesma letra não diferem entre si pelo teste de MRPP ( $p < 0,05$ ).

**Tabela 1** – Correlações entre as atividades de diferentes enzimas do solo e os escores dos eixos 1 e 2 descritores do funcionamento microbiológico do solo

	Coeficiente de correlação	
	Eixo 1	Eixo 2
Fosfatase Ácida	0,78***	-0,10 <sup>ns</sup>
Fosfatase Alcalina	-0,13 <sup>ns</sup>	0,89***
Arilsulfatase	0,07 <sup>ns</sup>	0,26 <sup>ns</sup>
$\beta$ -Glicosidase	0,85***	0,10 <sup>ns</sup>
Celulase	0,83***	0,34*
Xilanase	0,59***	-0,04 <sup>ns</sup>
Invertase	0,49***	-0,06 <sup>ns</sup>
Lacase	-0,03 <sup>ns</sup>	-0,27 <sup>ns</sup>

\*\*\*significativa a  $p < 0,001$ ; \*\*significativa a  $p < 0,05$ ; <sup>ns</sup> não significativa

**Tabela 2** – Atividade enzimática de um LUVISSOLO e NEOSSOLO LITÓLICO do Núcleo de Desertificação do Seridó, sob diferentes usos e coberturas, na profundidade de 0-10 cm

	Arilsulfatase	Glicosidase	Fosfatase Ácida	Fosfatase Alcalina	CM-Celulase	Xilanase	Invertase	Lacase
	----- $\mu\text{g PNP g}^{-1}$ solo seco $\text{h}^{-1}$ -----				--- $\mu\text{g glicose g}^{-1}$ solo seco $\text{h}^{-1}$ -		$\text{nmol L}^{-1} \text{min}^{-1}$	
	<b>Vegetação</b>							
Sem Vegetação	69,5	116	536	211	3,76	21,9	66,7	12,8
Marmeleiro(Caatinga Preservada)	68,4	175	645	162	10,7	18,5	78,5	14,0
Jurema (Área de Jurema)	66,9	136	540	171	5,42	20,7	75,5	9,28
Entre Árvores (Área de Jurema)	63,8	93,0	368	207	4,65	12,1	77,1	10,0
Jurema (Caatinga Preservada)	57,3	199	741	149	8,61	19,3	83,2	15,8
Entre Árvores (Caatinga Preservada)	55,2	99,2	495	166	1,69	12,7	68,1	11,1
Catingueira (Caatinga Preservada)	49,3	218	697	117	10,73	21,2	83,5	8,62
	<b>Solo</b>							
LUVISSOLO	73,2	167	629	162	6,08	19,9	79,4	6,16
NEOSSOLO	49,7	128	520	176	6,93	16,2	79,4	5,53