



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ**  
**DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO**  
**EM ECOLOGIA E RECURSOS NATURAIS**

**FRANCIANDRO DANTAS DOS SANTOS**

**VARIABILIDADE NO PERFIL ENZIMÁTICO DAS ASSEMBLÉIAS DE**  
**ACTINOBACTÉRIAS EM GRADIENTE DE DESERTIFICAÇÃO**

**FORTALEZA**

**2020**

FRANCIANDRO DANTAS DOS SANTOS

VARIABILIDADE NO PERFIL ENZIMÁTICO DAS ASSEMBLÉIAS DE  
ACTINOBACTÉRIAS EM GRADIENTE DE DESERTIFICAÇÃO

Tese apresentada à Coordenação do Curso de Pós-graduação em Ecologia e Recursos Naturais, da Universidade Federal do Ceará, como parte dos requisitos para obtenção do grau de Doutor em Ecologia e Recursos Naturais. Área de concentração: Ecologia microbiana de ecossistemas terrestres.

Orientadora: Dr<sup>a</sup> Claudia Miranda Martins  
Co-orientadora: Dr<sup>a</sup> Suzana Claudia Silveira Martins

FORTALEZA

2020

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
Universidade Federal do Ceará  
Sistema de Bibliotecas

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

S235v Santos, Franciandro Dantas dos.

Variabilidade no perfil enzimático das assembléias de actinobactérias em gradiente de desertificação / Franciandro Dantas dos Santos. – 2020.

96 f. : il. color.

Tese (doutorado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências, Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais , Fortaleza, 2020.

Orientação: Profa. Dra. Claudia Miranda Martins.

Coorientação: Profa. Dra. Suzana Claudia Silveira Martins.

1. Micro-organismos do solo. 2. Enzimas extracelulares. 3. Caracterização morfofisiológica. 4. Semiárido. I. Título.

CDD 577

---

FRANCIANDRO DANTAS DOS SANTOS

VARIABILIDADE NO PERFIL ENZIMÁTICO DAS ASSEMBLÉIAS DE  
ACTINOBACTÉRIAS EM GRADIENTE DE DESERTIFICAÇÃO

Tese apresentada à coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais da Universidade Federal do Ceará, como parte dos requisitos para obtenção do grau de Doutor em Ecologia e Recursos Naturais  
Área de concentração: Ecologia microbiana de ecossistemas terrestres

Aprovado em: 20/11/2020

BANCA EXAMINADORA

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Claudia Miranda Martins (Orientadora)  
Universidade Federal do Ceará

---

Prof. Dr. Waldir Mantovani  
Universidade de São Paulo

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Oscaria Viana de Sousa  
Universidade Federal do Ceará

---

Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Kelly de Araújo Rodrigues Pessoa  
Universidade Federal do Ceará

---

Prof. Dr. Paulo Ivan Fernandes Júnior  
Embrapa Semiárido

## RESUMO

Desertos são caracterizados por condições adversas, como aridez, intensa radiação solar ultravioleta e mudanças bruscas de temperatura, onde a disponibilidade de água afeta diretamente os organismos. A diversidade de nichos das actinobactérias reflete na sua capacidade fisiológica de crescer em múltiplas condições e essa característica justifica a gama de serviços ecossistêmicos que esse grupo concede. Algumas cepas de actinobactérias formam estruturas complexas como esporo, cadeia de esporo, esporângio e esporangiósforo, tais atributos associados ao crescimento e modos de ruptura do micélio reverso, são características morfológicas importantes para classificação de actinobactérias igualmente, a microscopia é considerada uma importante ferramenta para a classificação taxonômica desses micro-organismos. Este grupo de bactérias produz ainda metabólitos secundários de importância econômica e uma extensa gama de moléculas bioativas, como celulases. Entre esses metabólitos destaca-se a produção de xilanase. Já a amilase é uma enzima que hidroliza as moléculas de amido em polímeros que são constituídos de unidades de glicose, sendo extraída de vários microrganismos, incluindo actinobactérias. A celulase, por sua vez, também produzida por esse grupo bacteriano produz compostos energéticos, por meio de sua degradação, desempenhando importante função no ciclo do carbono. As pectinases, exsudadas por organismos como bactérias, auxiliam na manutenção do equilíbrio ecológico. Desse modo, a existência de actinobactérias com capacidade de clivar polissacarídeos vegetais como xilana, amido, celulose e pectina que favoreçam a ciclagem de nutrientes, através da degradação de moléculas complexas, é fundamental para a manutenção dos componentes vivos deste ambiente. Nesta pesquisa, utilizamos amostras de solos oriundas de áreas suscetíveis à desertificação como modelo de estudo para compreender como a estruturação de populações de actinobactérias no solo dessa região pode contribuir com estratégias de conservação de componentes microbianos em ecossistemas terrestres. No primeiro capítulo, nosso objetivo foi mensurar a densidade populacional e avaliar, através da comparação das características culturais e morfológicas os principais gêneros de 46 cepas de actinobacterianos em três níveis de cobertura vegetal. Além disso, também foi estudada a forma como esse grupo bacteriano responde aos estresses ambientais: temperatura, pH e salinidade. Verificamos que a falta de

cobertura vegetal não influenciou a densidade das populações de actinobactérias e as três áreas estudadas apresentaram heterogeneidade sob o aspecto cromático das colônias, bem como morfologia variada, com predominância do gênero *Streptomyces*. A área aberta, por sua vez, apresentou a maior diversidade de gêneros e a maioria dos isolados mostrou-se capaz de se desenvolver sob diferentes níveis de temperatura, pH e salinidade. No segundo capítulo, determinamos o perfil enzimático para xilanase, amilase, celulase e pectinase em áreas com diferentes níveis de desertificação, a fim de investigar como esse processo influencia a variação enzimática da actinobiota. Detectamos que houve diferença significativa na atividade enzimática em função do gradiente de desertificação, visto que a enzima xilanase exibiu os maiores valores, seguida por pectinase, amilase e celulase. Além disso, o melhor desempenho para a degradação de compostos xilana foi revelado na área aberta. Esse resultado sugere que a falta de cobertura vegetal e a baixa disponibilidade de nutrientes do solo influenciaram essa atividade enzimática.

**Palavras-chave:** micro-organismos do solo; enzimas extracelulares; caracterização morfofisiológica; semiárido.

## ABSTRACT

Deserts are characterized by adverse conditions, such as aridity, intense ultraviolet solar radiation and sudden changes in temperature, where the availability of water directly affects organisms. The diversity of actinobacteria niches is reflected in their physiological ability to grow under multiple conditions and this characteristic justifies the range of ecosystem services that this group provides. Some strains of actinobacteria form complex structures such as spore, spore chain, sporangium and sporangiospore, such attributes associated with the growth and rupture of the reverse mycelium, are important morphological characteristics for the classification of actinobacteria equally, microscopy is considered an important tool for the taxonomic classification of these microorganisms. This group of bacteria also produces secondary metabolites of economic importance and a wide range of bioactive molecules, such as cellulases. Among these metabolites, xylanase production stands out. Amylase, on the other hand, is an enzyme that hydrolyzes starch molecules into polymers that are made up of glucose units, being extracted from various microorganisms, including actinobacteria. Cellulase, in turn, also produced by this bacterial group produces energy compounds, through its degradation, playing an important role in the carbon cycle. Pectinases, excreted by organisms such as bacteria, help to maintain ecological balance. Thus, the existence of actinobacteria with the ability to cleave plant polysaccharides such as xylan, starch, cellulose and pectin that favor the cycling of nutrients, through the degradation of complex molecules, is essential for the maintenance of the living components of this environment. In this research, we used soil samples from areas susceptible to desertification as a study model to understand how the structuring of populations of actinobacteria in the soil of this region can contribute to strategies for the conservation of microbial components in terrestrial ecosystems. In the first chapter, our objective was to measure population density and evaluate, by comparing cultural and morphological characteristics, the main genera of 46 strains of actinobacterials in three levels of vegetation cover. In addition, it was also studied how this bacterial group responds to environmental stresses: temperature, pH and salinity. We found that the lack of vegetation cover did not influence the density of populations of actinobacteria and the three areas studied showed heterogeneity under the chromatic aspect of the colonies, as well as varied morphology, with predominance

of the genus *Streptomyces*. The open area, in turn, showed the greatest diversity of genera and most isolates were able to develop under different levels of temperature, pH and salinity. In the second chapter, we determine the enzymatic profile for xylanase, amylase, cellulase and pectinase in areas with different levels of desertification, in order to investigate how this process influences the enzymatic variation of actinobiota. We detected that there was a significant difference in the enzymatic activity due to the gradient of desertification, since the enzyme xylanase exhibited the highest values, followed by pectinase, amylase and cellulase. In addition, the best performance for the degradation of xylan compounds was revealed in the open area. This result suggests that the lack of vegetation cover and the low availability of soil nutrients influenced this enzymatic activity.

**Keywords:** soil microorganisms; extracellular enzymes; morphophysiological characterization; semiarid.



## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>9</b>
<b>2</b>	<b>CAPÍTULO I: DIVERSIDADE CULTURAL E MORFOLÓGICA DE ACTINOBACTÉRIAS EM ÁREAS SUSCETÍVEIS À DESERTIFICAÇÃO ....</b>	<b>13</b>
<b>2.1</b>	<b>Introdução .....</b>	<b>14</b>
<b>2.2</b>	<b>Material e Métodos .....</b>	<b>16</b>
<b>2.2.1</b>	<b>Área de estudo.....</b>	<b>17</b>
<b>2.2.2</b>	<b>Amostragem.....</b>	<b>17</b>
<b>2.2.3</b>	<b>Actinobactérias.....</b>	<b>19</b>
<b>2.2.4</b>	<b>Caracterização fisiológica.....</b>	<b>21</b>
<b>2.2.5</b>	<b>Análise estatística .....</b>	<b>21</b>
<b>2.3</b>	<b>Resultados .....</b>	<b>22</b>
<b>2.3.1</b>	<b>Abundância das actinobactérias .....</b>	<b>22</b>
<b>2.3.2</b>	<b>Caracterização cultural .....</b>	<b>22</b>
<b>2.3.3</b>	<b>Caracterização morfológica e análise micromorfológica .....</b>	<b>25</b>
<b>2.3.4</b>	<b>Caracterização fisiológica.....</b>	<b>33</b>
<b>2.4</b>	<b>Discussão .....</b>	<b>37</b>
<b>2.5</b>	<b>Conclusão .....</b>	<b>40</b>
<b>3</b>	<b>CAPÍTULO II: PRODUÇÃO DE ENZIMAS FUNCIONAIS POR ACTINOBACTÉRIAS EM GRADIENTE DE DESERTIFICAÇÃO .....</b>	<b>48</b>
<b>3.1</b>	<b>Introdução .....</b>	<b>49</b>
<b>3.2</b>	<b>Material e Métodos .....</b>	<b>52</b>
<b>3.2.1</b>	<b>Área de estudo.....</b>	<b>52</b>
<b>3.2.2</b>	<b>Caracterização química e condutividade elétrica do solo.....</b>	<b>53</b>
<b>3.2.3</b>	<b>Actinobacterias.....</b>	<b>53</b>

<b>3.2.4</b>	<b><i>Cultivo das cepas</i></b> .....	54
<b>3.2.5</b>	<b><i>Atividade enzimática</i></b> .....	54
<b>3.2.6</b>	<b><i>Determinação do perfil enzimático</i></b> .....	54
<b>3.2.7</b>	<b><i>Análise estatística</i></b> .....	54
<b>3.3</b>	<b>Resultados</b> .....	55
<b>3.3.1</b>	<b><i>Perfil enzimático</i></b> .....	56
<b>3.4</b>	<b>Discussão</b> .....	60
<b>3.5</b>	<b>Conclusão</b> .....	64
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	72
	<b>APÊNDICE A - REGISTRO FOTOGRÁFICO</b> .....	81
	<b>APÊNDICE B - PRODUÇÃO CIENTÍFICA VINCULADA À TESE</b> .....	95

## 1 INTRODUÇÃO

No Brasil, as áreas mais susceptíveis à desertificação se localizam na região do semiárido nordestino (INSA, 2012), uma vez que 94% da área é considerada com moderada à alta suscetibilidade à desertificação (VIEIRA *et al.*, 2015). Desertos são caracterizados por condições adversas, como aridez, intensa radiação solar ultravioleta e mudanças bruscas de temperatura (ASZALÓS *et al.*, 2016), assim sendo, a disponibilidade de água afeta diretamente os organismos (VIKRAM *et al.*, 2016).

Pesquisas com destaque para a produção de enzimas que auxiliam na facilitação apontam a ocorrência de actinobactérias em solo da região semiárida (SILVA *et al.*, 2019). Além disso, interações antagônicas entre actinobactérias e rizóbios que impactam diretamente na fixação biológica de nitrogênio também já foram descritas nesse mesmo ambiente (Lima *et al.*, 2017; Cavalcante *et al.*, 2017).

Actinobactérias são caracterizadas como aeróbias ou microaerófilas, (EMBLEY; STACKEBRANT, 1994); são Gram-positivas com elevada concentração de guanina e citosina no DNA (BARKA *et al.*, 2016). O solo constitui seu *habitat* principal (MANSOUR *et al.*, 2015) onde são importantes componentes da comunidade microbiana, desempenhando funções como fixação de amônio, decomposição de tecido celular e síntese do húmus (BHATTI *et al.*, 2017).

Algumas cepas de actinobactérias formam estruturas complexas como esporo, cadeia de esporo, esporângio e esporangiósforo, tais atributos associados ao crescimento e modos de ruptura do micélio reverso, são características morfológicas importantes para classificação de actinobactérias (LI *et al.*, 2016), igualmente, a microscopia é considerada uma importante ferramenta para a classificação taxonômica desses micro-organismos (BARKA *et al.*, 2016).

A diversidade de nichos das actinobactérias reflete na sua capacidade fisiológica de crescer em múltiplas condições e essa característica justifica a gama de serviços ecossistêmicos que esse grupo concede, como contribuição para o ciclo do carbono (SCOTT *et al.*, 2010), e interações, positivas ou negativas, com invertebrados, vertebrados, plantas e outros micro-organismos (FYANS *et al.*, 2016; VINOETHINI *et al.*, 2018; TESEO *et al.*, 2019). Este grupo de bactérias produz ainda metabólitos secundários de importância econômica (Lamilla *et al.*, 2016), além de uma extensa gama de moléculas bioativas, tais como celulases (Saini *et al.*, 2015).

Entre esses metabólitos destaca-se a produção de xilanase, um complexo extracelular que ocorre em micro-organismos, responsável pela degradação da hemicelulose xilana (VAIJAYANTHI *et al.*, 2016). Já a amilase é uma enzima que hidroliza as moléculas de amido em polímeros que são constituídos de unidades de glicose, sendo extraída de vários microrganismos, incluindo leveduras, bactérias, fungos e actinobactérias (SINGH *et al.*, 2016). A celulase, por sua vez, também produzida por esse grupo bacteriano (SILVA *et al.*, 2015), produz compostos energéticos, por meio de sua degradação, que desempenham importante função no ciclo do carbono (Bettache *et al.*, 2018). Por fim, as pectinases, excudadas por organismos como bactérias, fungos, plantas e insetos (Salehghamari *et al.*, 2019), auxiliam na manutenção do equilíbrio ecológico (Ward *et al.*, 1989) decompondo e reciclando os resíduos vegetais. Desse modo, a existência de actinobactérias com capacidade de clivar polissacarídeos vegetais como xilana, amido, celulose e pectina que favoreçam a ciclagem de nutrientes, através da degradação de moléculas complexas, é fundamental para a manutenção dos componentes vivos deste ambiente.

Nesta tese, utilizamos amostras de solos oriundas de áreas suscetíveis à desertificação como modelo de estudo para compreender como a estruturação de populações de actinobactérias no solo dessa região podem contribuir com estratégias de conservação de componentes microbianos em ecossistemas terrestres. No primeiro capítulo, nosso objetivo foi mensurar a densidade populacional e avaliar, através da comparação das características culturais e morfológicas os principais gêneros actinobacterianos em três níveis de cobertura vegetal. Além disso, também foi estudada a forma como esse grupo bacteriano responde aos estresses ambientais: temperatura, pH e salinidade. No segundo capítulo, determinamos o perfil enzimático para xilanase, amilase, celulase e pectinase em áreas com diferentes níveis de desertificação, a fim de investigar como esse processo influencia a variação enzimática da actinobiota.

## REFERÊNCIAS

- ASZALÓS, Júlia Margit et al. Diversity of extremophilic bacteria in the sediment of high-altitude lakes located in the mountain desert of Ojos del Salado volcano, DryAndes. **Extremophiles**, v. 20, p. 603-620, 2016.
- BARKA, Essaid Ait et al. Taxonomy, physiology, and natural products of Actinobacteria. **Microbiology and molecular biology reviews**, v. 80, n. 1, p. 1-43, 2016.
- BETTACHE, A. et al. Lignocellulosic biomass and cellulolytic enzymes of actinobacteria. **SAJ Biotechnol**, v. 5, n. 1, p. 1-9, 2018.
- BHATTI, Asma Absar; HAQ, Shamsul; BHAT, Rouf Ahmad. Actinomycetes benefaction role in soil and plant health. **Microbial pathogenesis**, v. 111, p. 458467, 2017.
- CAVALCANTE, Fernando; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Cláudia. Interações bióticas entre actinobactérias e rizóbios em solos da região semiárida brasileira. **Enciclopédia Biosfera**, v. 14, n. 26, 2017.
- EMBLEY, T. M.; STACKEBRANDT, E. The molecular phylogeny and systematics of the actinomycetes. **Annual review of microbiology**, v. 48, n. 1, p. 257-289, 1994.
- FYANS, Joanna K.; BOWN, Luke; BIGNELL, Dawn RD. Isolation and characterization of plant-pathogenic *Streptomyces* species associated with common scab-infected potato tubers in Newfoundland. **Phytopathology**, v. 106, n. 2, p. 123131, 2016.
- LAMILLA, Claudio et al. Bioprospecting for extracellular enzymes from culturable Actinobacteria from the South Shetland Islands, Antarctica. **Polar Biology**, v. 40, n. 3, p. 719-726, 2017.
- LI, Qinyuan et al. Morphological identification of actinobacteria. **Actinobacteriobasics and biotechnological applications**, p. 59-86, 2016.
- LIMA, José Vinícius Leite et al. Characterization of actinobacteria from the semiarid region, and their antagonistic effect on strains of rhizobia. 2017.
- Soliman. A new record of Actinobacteria isolated from soil in Jerusalem and their enzymatic potential. **F1000Research**, v. 4, p. 11, 2015.
- MEDEIROS, Salomão de Sousa et al. **Sinopse do censo demográfico para o semiárido brasileiro**. Instituto Nacional de Seminário (INSA), 2012.
- SALEHGHAMARI, Ensieh et al. Pectinase enzyme from *Streptomyces coelicoflavus*

GIAL86 isolated from Meyghan Salt Lake, Arak, Iran. **International Journal of Aquatic Biology**, v. 7, n. 2, p. 106-111, 2019.

SCOTT, Jarrod J. et al. Microbial community structure of leaf-cutter ant fungus gardens and refuse dumps. **PloS one**, v. 5, n. 3, p. e9922, 2010.

SILVA, Valéria Maria Araujo et al. Cross-feeding among soil bacterial populations: selection and characterization of potential bio-inoculants. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 5, p. 23, 2019.

SILVA, Valéria Maria; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Claudia. Atividade celulolítica de actinobactérias de região semiárida do Ceará. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 21, 2015.

SINGH, Ravindra Nath et al. Production, purification and characterization of thermostable  $\alpha$ -amylase from soil isolate *Bacillus* sp. strain B-10. **Journal of BioScience & Biotechnology**, v. 5, n. 1, 2016.

TESEO, Serafino et al. The scent of symbiosis: gut bacteria may affect social interactions in leaf-cutting ants. **Animal Behaviour**, v. 150, p. 239-254, 2019.

VAIJAYANTHI, Govindharaj; VIJAYAKUMAR, Ramasamy; DHANASEKARAN, Dharmadurai. Actinobacteria—a biofactory of novel enzymes. **Actinobacteriabasics and biotechnological applications. InTechOpen, London**, p. 329-352, 2016.

VIEIRA, RM da Silva Pinto et al. Identifying areas susceptible to desertification in the Brazilian northeast. **Solid Earth**, v. 6, n. 1, p. 347-360, 2015.

VIKRAM, Surendra et al. Metagenomic analysis provides insights into functional capacity in a hyperarid desert soil niche community. **Environmental microbiology**, v. 18, n. 6, p. 1875-1888, 2016.

VINOTHINI, Gopal et al. Cell aggregating temperament and biopotency of cultivable indigenous actinobacterial community profile in chicken (*Gallus gallus domesticus*) gut system. **Arabian Journal for Science and Engineering**, v. 43, p. 3429-3442, 2018.

WARD, Owen P.; MOO-YOUNG, M.; VENKAT, K. Enzymatic degradation of cell wall and related plant polysaccharides. **Critical reviews in biotechnology**, v. 8, n. 4, p.237-274, 1989.

## 2 CAPÍTULO I: DIVERSIDADE CULTURAL E MORFOLÓGICA DE ACTINOBACTÉRIAS EM ÁREAS SUSCETÍVEIS À DESERTIFICAÇÃO

Franciandro Dantas dos Santos<sup>1</sup>, Mariane Pereira Oliveira<sup>1</sup>, Juliani Barbosa de Sousa<sup>1</sup>, Valéria Maria Araújo da Silva<sup>1</sup>, Suzana Cláudia Silveira Martins<sup>1</sup> & Claudia Miranda Martins<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Federal University of Ceará, Fortaleza, CE, Brazil

*Correspondence: Franciandro Dantas dos Santos, Federal University of Ceara, Fortaleza, CE, Brazil. E-mail: androsantos@gmail.com*

### RESUMO

Micro-organismos xerofílicos, adaptados a elevadas temperaturas e altos níveis de radiação, são as populações predominantes em ambientes desérticos. Dentre essas populações destacam-se as actinobactérias, relatadas em pesquisas em solo da região semiárida, com ênfase em serviços ecossistêmicos. As actinobactérias são compreendidas como um grupo de bactérias Gram-positivas, que abrange diversos gêneros presentes em ambientes edáficos, extremos e áridos. Em actinobactérias típicas, o micélio pode ser dividido em aéreo e reverso. A observação das cores desses micélios é um dos primeiros métodos utilizados para a distinção de isolados, considerada parâmetro fundamental para a identificação desses micro-organismos, tal como, a microscopia é uma importante ferramenta para sua classificação taxonômica. Ao considerar a variedade de actinobactérias na região semiárida, o neste capítulo objetivou-se mensurar a densidade populacional e investigar os principais gêneros actinobacterianos em áreas suscetíveis a desertificação, através da comparação das características culturais e morfológicas, além de estudar a forma como esse grupo bacteriano responde aos estresses ambientais: temperatura, pH e salinidade. A falta de cobertura vegetal não influenciou a densidade das populações de actinobactérias e as três áreas estudadas apresentaram heterogeneidade sob o aspecto cromático das colônias, bem como morfologia variada, com predominância do gênero *Streptomyces*. A área aberta, por sua vez, apresentou a maior diversidade de gêneros e a maioria dos isolados mostrou-se capaz de se desenvolver sob diferentes níveis de temperatura, pH e salinidade.

**Palavras-chave:** cobertura vegetal; morfologia de cepas; aspectos culturais; semiárido.

### **ABSTRACT**

Xerophilic microorganisms, adapted to high temperatures and high levels of radiation, are the predominant populations in desert environments. Among these populations, actinobacteria stand out, which have already been reported in research on soil in the semiarid region with an emphasis on ecosystem services. Actinobacteria comprise a group of Gram-positive bacteria and include several genera present in edaphic, extreme and arid environments. In typical actinobacteria, the mycelium can be divided into aerial and reverse. The observation of the colors of these mycelia is one of the first methods used to distinguish isolates and considered a fundamental parameter for the identification of these microorganisms, just as microscopy is considered an important tool for the taxonomic classification of this group. Considering the variety of actinobacteria in the semiarid region, this chapter aimed to measure population density and investigate, through the comparison of cultural and morphological characteristics, the main actinobacterial genera in areas susceptible to desertification, in addition to studying how this bacterial group responds to environmental stresses: temperature, pH and salinity. The lack of vegetation cover did not influence the density of populations of actinobacteria and the three areas studied showed heterogeneity under the chromatic aspect of the colonies, as well as varied morphology, with predominance of the genus *Streptomyces*. The open area, in turn, showed the greatest diversity of genera and most isolates were able to develop under different levels of temperature, pH and salinity.

**Keywords:** vegetable cover; strain morphology; ecosystem services; semiarid.

## **2.1 Introdução**

Desertos são ambientes extremos caracterizados por condições adversas, tais como aridez, intensa radiação solar e mudanças bruscas de temperatura entre a noite e o dia (JÚLIA *et al.*, 2016). Além disso, os desertos apresentam oligotrofia crônica, fazendo com que a vegetação vascular esporádica e as crostas microbiológicas desempenhem papéis cruciais na produção primária deste ecossistema (HAWKES; FLECHTNER, 2002). Esse tipo de vegetação, bem como as crostas microbiológicas, auxiliam na emolduração e estruturação da comunidade bacteriana do micro ecossistema desses solos (SUN *et al.*, 2015).



Ambientes desérticos são típicos de ecossistemas hostis, cuja disponibilidade de água afeta diretamente os organismos (VIKRAM *et al.*, 2016). Assim sendo, micro-organismos xerofílicos, adaptados a elevadas temperaturas e altos níveis de radiação, são as populações predominantes nesses ecossistemas, incluindo filos como *Proteobacteria*, *Bacteroidetes* e *Actinobacteria*, geralmente resistentes à radiação e dissecação (VIKRAM *et al.*, 2016; LI *et al.*, 2017). Deste último filo pertencem as actinobactérias, micro-organismos abundantes em comunidades microbianas de desertos (SUN *et al.*, 2018).

Pesquisas apontam a ocorrência de actinobactérias em solo da região semiárida (LOPES *et al.*, 2018; MEDIROS *et al.*, 2018; SOUSA *et al.*, 2018). Estudos com destaque para a produção de enzimas que auxiliam na facilitação já foram documentados nesse ambiente (SILVA *et al.*, 2019). Essa interação contribui direta e indiretamente na estruturação e funcionamento dos ecossistemas, de forma a garantir a existência da vida, bem como manter as atividades de produção no solo (Burkhard *et al.*, 2012).

Actinobactérias compreendem um grupo de bactérias Gram-positivas, com elevada concentração de guanina e citosina no DNA e que abrange diversos gêneros tais como *Salinispora*, *Frankia*, *Nocardia*, *Micromonospora* e *Streptomyces* por sua ampla distribuição, visto que estão presentes em ambientes terrestres, marinhos, regiões de mangue e em condições extremófilas (Ballav *et al.*, 2016). Do mesmo modo, os gêneros *Nocardia*, *Micromonospora*, *Actinoplanes*, *Streptosporangium* e *Streptomyces* se destacam em ambientes edáficos (ANANDAN *et al.*, 2016). Além disso, espécies do gênero *Micrococcus* são comumente encontradas em ambientes extremos, já que persistem quando confrontadas com fatores de estresse abiótico (Kuo *et al.*, 2017).

Em actinobactérias típicas, o micélio pode ser dividido em aéreo e reverso (LI *et al.*, 2016), esses micélios são filamentosos e possuem hifas aéreas, cuja principal função é a absorção de nutrientes para o crescimento desses micro-organismos (BHATTI *et al.*, 2017). A observação das cores do micélio aéreo e lado reverso (produção de pigmentos) é um dos primeiros métodos usados para a distinção de isolados e são considerados aspectos fundamentais para a identificação de actinobactérias (MABROUK; SALEH, 2014, AMSAVENI *et al.*, 2015). Além disso, o

crescimento e modos de ruptura do micélio reverso, a posição do esporo, o número de esporo, sua estrutura superficial, o molde do esporângio, e se o esporangiósporo possui flagelo ou não, são características morfológicas importantes para classificação de actinobactérias (LI *et al.*, 2016), assim como a microscopia é considerada uma importante ferramenta para a classificação taxonômica desse grupo (BARKA *et al.*, 2016).

Algumas cepas de actinobactérias formam estruturas complexas como esporo, esporângio e esporangiósporo, além de possuir ampla diversidade morfológica, apresentando variadas formas como cocobacilos (*Arthrobacter*), cocos (*Micrococcus*), hifas curtas e rudimentares (*Nocardia* spp.) e micélio ramificado (*Streptomyces* spp.). Tais características morfológicas, assim como a produção de esporos são parâmetros utilizados há mais de cem anos para a identificação e o estudo em nível de gênero desse grupo (VENTURA *et al.*, 2007; VENKATA; SINGARA, 2013; LI, 2016; ARAUJO; COELHO, 2017).

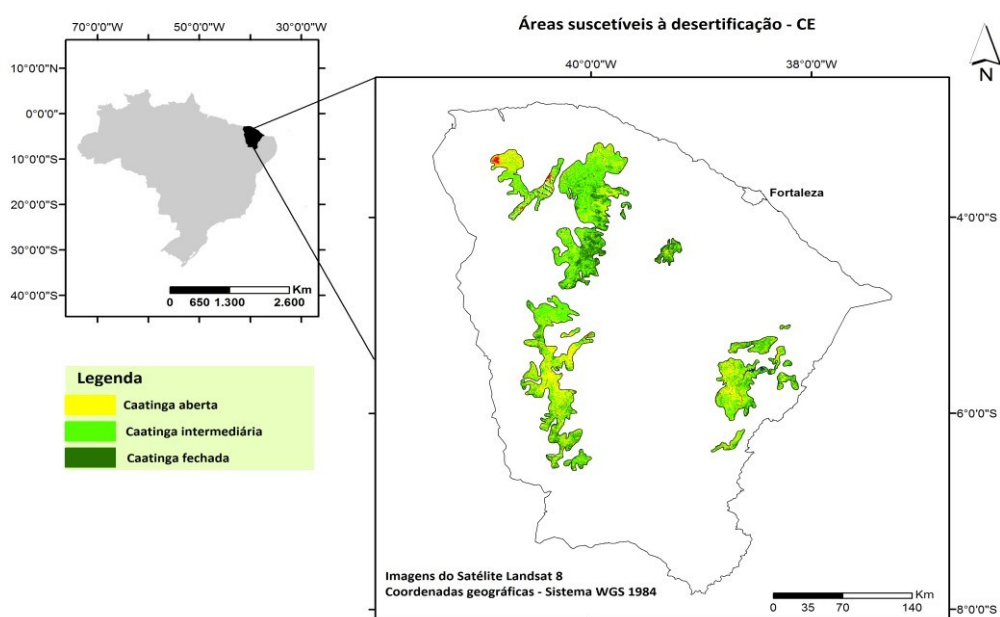
Considerando-se a variedade de actinobactérias na região semiárida, neste capítulo objetivou-se mensurar a densidade populacional e investigar, através da comparação das características culturais e morfológicas os principais gêneros actinobacterianos em áreas suscetíveis a desertificação em três níveis de cobertura vegetal. Além disso, também foi estudada a forma como esse grupo bacteriano responde aos estresses ambientais: temperatura, pH e salinidade.

## **2.2 Material e Métodos**

O estudo necessitou de autorização que foi devidamente solicitada junto ao SISBIO (ICMBio – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade) via processo Nº 400890/2014-3, Chamada de Projetos MEC/MCTI/CAPES/CNPq/FAPs Nº 03/2014 e não envolveu risco ou espécies protegidas. O estudo foi realizado em três etapas. A primeira delas ocorreu no campo e consistiu no processo de coleta de amostras de solo. A segunda etapa compreendeu a identificação, armazenamento e caracterização desse material. Por fim, a última etapa que envolveu o processo de quantificar e caracterizar a diversidade cultural, fisiológica e enzimática das linhagens de actinobactérias foi desenvolvida no Laboratório de Microbiologia Ambiental (LAMAB) do Departamento de Biologia da Universidade Federal do Ceará (UFC).

### 2.2.1 Área de estudo

As amostras de solo rizosférico foram provenientes de áreas suscetíveis à desertificação e foram classificadas em três níveis de cobertura vegetal (aberta, intermediária e conservada). A área onde ocorreu a coleta representa uma mancha que está inserida na microrregião do Médio Jaguaribe e localizada entre os municípios de Jaguaribe, Jaguaretama e Morada Nova, totalizando uma área de 3239.40 km<sup>2</sup>. O clima dessa região é caracterizado como quente e seco, com precipitações médias de aproximadamente 800 mm, por ano. Apresenta um período seco frequentemente caracterizado pela falta de chuvas, temperaturas médias anuais entre 23 e 27 °C e insolação média de 2.800 h ano<sup>-1</sup> (SUDENE, 2016).



Fonte: F.K.G. Silva (2016).

Figura 1: Localização da área onde foram coletadas as amostras de solo rizosférico.

### 2.2.2 Amostragem

A coleta foi realizada no primeiro semestre de 2016 entre os meses de março e junho, portanto, no período chuvoso. As amostras de solo foram coletadas na área supracitada numa profundidade de 0-15 cm, na rizosfera de vinte e duas espécies vegetais descritas na Tabela 1. A amostragem aconteceu da seguinte forma: foram selecionados 12 pontos, quatro a nível aberto, quatro a nível intermediário e quatro a nível conservado. Cada uma dessas amostras foi dividida em 3 subamostras, totalizando assim, 36 unidades amostrais. Posteriormente, as amostras foram acondicionadas em sacos plásticos etiquetados, conservadas em caixas de isopor

com gelo e encaminhadas para o Laboratório de Microbiologia Ambiental (LAMAB) do Departamento de Biologia da Universidade Federal do Ceará (UFC).

Tabela 1: Lista das espécies vegetais encontradas nas áreas da coleta.

Fonte: M.S.Macedo (2016)

<b>Espécie</b>	<b>Família</b>	<b>Nome Vulgar</b>
<i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan	Apocynaceae	Pereiro
<i>Aspidosperma pyriforme</i> Mart.	Apocynaceae	Ciúme
<i>Bauhinia cheilantha</i> (Bong.) Steud.	Bignoniaceae	Caudígera
<i>Cnidocolus quercifolius</i> Pohl	Bixaceae	Pacotê
<i>Combretum glaucocarpum</i> Mart.	Boraginaceae	Marmeleiro 2 Imburana
<i>Combretum leprosum</i> Mart.	Burseraceae	espinho
<i>Commiphora leptophloeos</i> (Mart.) J.B.Gillett	Capparaceae	Feijão brabo
<i>Cordia oncocalyx</i> Allemão	Combretaceae	Cipaúba
<i>Croton anisodontus</i> Müll.Arg.	Combretaceae	Mofumbo
<i>Croton blanchetianus</i> Baill.	Euphorbiaceae	Faveleira Marmeleiro
<i>Croton heliotropiifolius</i> Kunth	Euphorbiaceae	sarna
<i>Fridericia caudigera</i> (S.Moore) L.G.Lohmann	Euphorbiaceae	Pinhão
<i>Handroanthus impetiginosus</i> (Mart. ex DC.) Mattos	Fabaceae	Angico
<i>Jatropha mollissima</i> (Pohl) Baill.	Fabaceae	Cumarú
<i>Libidibia ferrea</i> (Mart. ex Tul.) L.P.Queiroz	Fabaceae	Jucá
<i>Luetzelburgia auriculata</i> (Allemão) Ducke	Fabaceae	Jurema branca
<i>Mimosa caesalpiniiifolia</i> Benth.	Fabaceae	Jurema preta
<i>Mimosa tenuiflora</i> (Willd.) Poir.	Fabaceae	Mororó
<i>Myracrodruon urundeuva</i> Allemão	Fabaceae	Pau mocó
<i>Piptadenia stipulacea</i> (Benth.) Ducke	Fabaceae	Sabiá
<i>Poincianella bracteosa</i> (Tul.) L.P.Queiroz	Malpighiaceae	Pcon11
<i>Pseudobombax marginatum</i> (A.St.-Hil.) A.		
<i>Robyns</i>	Malvaceae	Imbiratanha

Tabela 2: Localização, nível de cobertura vegetal e coordenadas geográficas dos pontos coletados.

Localização	Cobertura vegetal	Pontos coletados	Coordenadas geográficas	
Jaguaribe	Aberta	1	-38,7076	-5,861

Jaguaribe	Intermediária	1	-38,6888	-5,861
Jaguaribe	Conserveda	1	-38,629	-5,861
Jaguaribe	Aberta	2	-38,7219	-5,861
Jaguaribe	Intermediária	2	-38,731	-5,861
Jaguaribe	Conserveda	2	-38,642	-5,861
Jaguaretama	Aberta	3	-38,7423	-5,861
<hr/>				
Jaguaretama	Intermediária	3	-38,7423	-5,861
Jaguaretama	Conserveda	3	-38,82	-5,861
Morada Nova	Aberta	4	-38,5234	-5,861
Morada Nova	Intermediária	4	-38,5019	-5,861
Morada Nova	Conserveda	4	-38,5031	-5,861

### 2.2.3 Actinobactérias

#### **Contagem e isolamento das actinobactérias**

As cepas de actinobactérias foram obtidas a partir do solo coletado. Após a homogeneização das amostras de solo, foram pesadas 15 g de cada, e transferidas para frascos contendo 135 mL de solução salina estéril a 0,85%. Esses frascos foram submetidos à agitação em mesa orbital a 145 rpm durante 30 minutos, resultando na diluição  $10^{-1}$ , utilizada para a obtenção das diluições de  $10^{-2}$  a  $10^{-4}$ . Depois da diluição seriada, alíquotas de 100  $\mu$ L, foram aplicadas, através da técnica de espalhamento em superfície (ANTUNES, 1995) em placas com meio de cultura CDA (Caseinato-Dextrose-Ágar) (CLARK, 1965), para quantificação e isolamento de actinobactérias, em triplicata. Em seguida, as placas foram incubadas a 28 °C em B.O.D., durante sete dias. Após esse período, as unidades formadoras de colônias (UFC  $g^{-1}$ ) foram quantificadas e as colônias com características morfológicas diferentes, isoladas e purificadas para posterior identificação.

### ***Cor da massa aérea e pigmento reverso***

Cada cepa foi inoculada por estrias em placas de Petri, após purificação, contendo o meio seletivo CDA para actinobactérias. Em seguida as placas foram incubadas em estufa B.O.D a  $28 \pm 2$  °C por 7 dias. Para descrição das características culturais foram avaliadas as cores do micélio aéreo e reverso das colônias conforme descrito por Wink (2012), baseada na carta de cores (RAL color charts).

### ***Caracterização morfológica***

#### ***Coloração de Gram***

Em uma lâmina, uma gota de cada isolado de actinobactéria foi ressuspensa e, com o auxílio de uma alça de inoculação, foi feito um esfregaço, que depois de seco e fixado na chama, foi coberto durante 1 minuto com solução fenicada de cristal violeta. Em seguida, utilizou-se lugol, água corrente e álcool 95° GL para lavagem do esfregaço, que por fim, foi coberto com solução de fucsina básica por 30 segundos. As lâminas foram visualizadas em microscópio óptico a um aumento de 1000x (KERN; BLEVINS, 1999) e devidamente classificadas.

#### ***Análise micromorfológica***

A análise micromorfológica foi realizada de acordo com o método desenvolvido por Shirling; Gottlieb (1966) e Kern; Blevins (1999) adaptado. Microcultivo segundo Shirling; Gottlieb (1966): através da técnica “cultura em lâmina”. As cepas foram cultivadas no meio sólido AY modificado. Após 15 dias de incubação em estufa B.O.D. a 28 °C foram observadas as características micromorfológicas de cada cepa de actinobactéria por microscopia ótica. O cultivo foi realizado em placas de Petri, com estrias largas com a inserção de lamínulas, de modo inclinado para formação de um ângulo de aproximadamente 45° para observação microscópica do micélio aéreo sobre a superfície das mesmas. Com o auxílio do microscópio óptico, as lamínulas foram retiradas e observadas.

Para o microcultivo segundo Kern; Blevins (1999) modificado, em placas esterilizadas, um cubo de aproximadamente 1 cm<sup>3</sup> de meio de cultura CDA foi cortado e colocado sobre uma lâmina presente no interior da placa. Nos lados do cubo, cada cepa de actinobactéria foi inoculada. O cubo foi coberto por uma lamínula esterilizada e, finalmente, foi colocado algodão umedecido na placa, que foi fechada. Depois de 7 a 14 dias em estufa B.O.D. a uma temperatura de 28°C, a lamínula foi retirada e

colocada sobre outra lâmina limpa contendo uma gota de Lactofenol de Amann, sendo as bordas vedadas com esmalte incolor. As lâminas preparadas foram observadas, ao microscópio óptico em aumento de 100x, quanto à ramificação do micélio sobre o substrato, formação do micélio aéreo, fragmentação ou produção de esporos. As características observadas foram registradas e comparadas com as descritas por Holt *et al.* (1994). As características morfológicas, tipos de hifas e esporos foram os parâmetros utilizados para classificar os gêneros das cepas de actinobactérias.

#### *2.2.4 Caracterização fisiológica*

##### ***Tolerância à salinidade***

A tolerância à salinidade foi verificada através da capacidade de crescimento das cepas de actinobactérias em meio CDA com diferentes concentrações de cloreto de sódio (0 a 3,5%), após 10 dias de incubação (Kishore, 2011).

##### ***Capacidade de crescimento em diferentes pH***

Cada cepa, inoculada em placas de Petri contendo o meio de cultura LMD, será submetida a diferentes pH's (4, 5, 7 e 9) e depois de 10 dias de incubação, foi observada a presença ou ausência de crescimento (Kishore, 2011).

##### ***Capacidade de crescimento em diferentes temperaturas***

Para avaliar a capacidade de crescimento nas temperaturas de 39°, 41°, 43° e 45°, os isolados de actinobactérias foram inoculados em placas de Petri contendo meio de cultura ACDA. Os isolados foram incubados a 28 °C por 10 dias. Após esse período foi observada a presença ou ausência de crescimento. Cada teste foi conduzido em quadruplicata com pelo menos duas repetições.

#### *2.2.5 Análise estatística*

Todos os testes foram realizados em quadruplicata e feitos dois ensaios. Os dados qualitativos dos aspectos culturais e morfológicos foram submetidos a um teste Quiquadrado para comparação entre as áreas, executado no Software SPSS (IBM Corp. Released 2011. IBM SPSS Statistics for Windows, Version 20.0. Armonk, NY: IBM Corp.).

## 2.3 Resultados

### 2.3.1 Abundância das actinobactérias

Analisando a figura 2, observa-se que as abundâncias das populações de actinobactérias variaram de 5,17 a 6,42 (Log UFC g<sup>-1</sup>), sendo o menor valor encontrado na área intermediária e o maior na área aberta. Entretanto, a Análise de Variância (Anova) revelou que não há diferença significativa entre a abundância das populações actinobacterianas estudadas nas três áreas.

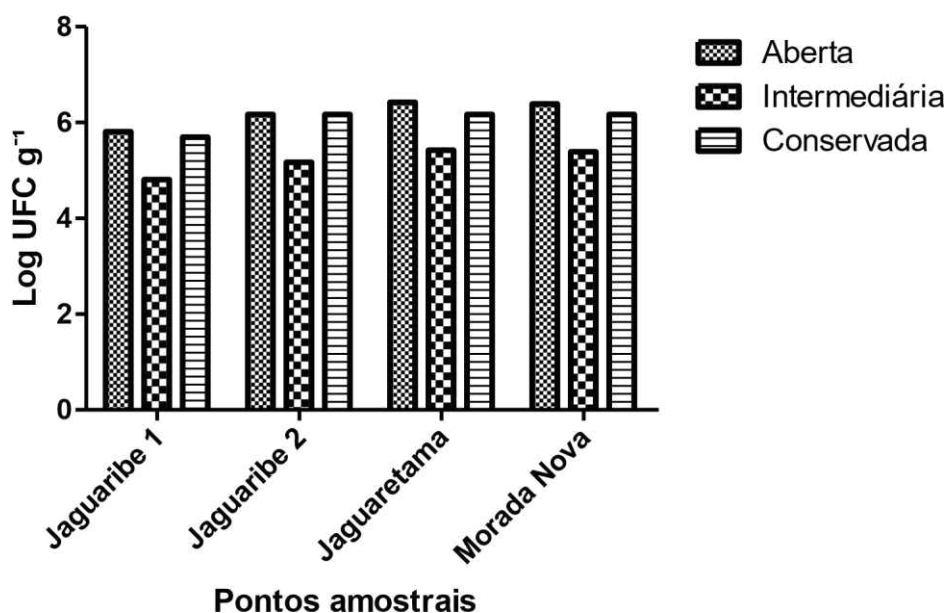


Figura 2: Densidade populacional de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.

### 2.3.2 Caracterização cultural

Apesar de o teste Quiquadrado mostrar que não houve diferença significativa sob o aspecto cromogênico entre as áreas estudadas, as cepas da microrregião do Médio Jaguaribe tiveram diferentes características (Tabela 3) em relação à cor do micélio aéreo e pigmento reverso. As cores predominantes da massa aérea foram cinza (12), branco (11), marrom (9), roxo (4), bege (3), creme (2), azul (2) e apenas 1 cepa nas colorações rosa, verde e violeta. As pigmentações do micélio reverso foram cinza (16), marrom (9), branco (6), roxo (3), creme (3), amarelo (2), bege (2) e 1 cepa para as cores rosa, azul, verde, laranja e violeta. Houve diferença entre as cepas em relação às cores dos micélios aéreo e reverso (Figuras 2, 3 e 4), demonstrando a diversidade cromogênica desse grupo.



Tabela 3: Caracterização cromogênica de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe

Cepas	Origem	Micélio Aéreo	Micélio Reverso	Meio
MJ 01	P Aber 2	9003 Signal White	9018 Papyrus White	Sem alteração
MJ 02	P Int 2.1	4003 Hearth Violet	4003 Hearth Violet	Sem alteração
MJ 03	P Int 2.1	7046 Telegrey 2	3011 Brown Red	Sem alteração
MJ 04	P Int 2.2	9018 Papyrus White	9002 Grey White	Sem alteração
MJ 05	P Aber 2.2	9002 Grey White	9008 Papyrus White	Sem alteração
MJ 06	P Aber 2.2	7008 Khaki Grey	8000 Green Brown	Marrom
MJ 08	P Int 2.2	4006 Traffic Purple	4006 Traffic Purple	Sem alteração
MJ 09	P Aber 3	9006 White Aluminium	7047 Telegrey 4	Sem alteração
MJ 10	P Aber 3	9018 Papyrus White	9018 Papyrus White	Sem alteração
MJ 11	P Aber 3.1	9016 Traffic White	9001 Cream	Sem alteração
MJ 12	P Aber 3.1	9006 White Aluminium	7047 Telegrey 4	Sem alteração
MJ 13	P Aber 3.2	9007 Grey Aluminium	7035 Light Grey	Sem alteração
MJ 14	P Aber 3.2	8008 Oliver Brown	7039 Quartz Grey	Sem alteração
MJ 15	P Aber 3.2	8002 Signal Brown	8002 Signal Brown	Sem alteração
MJ 16	P Int 3	9002 Grey Aluminium	7047 Telegrey 4	Sem alteração
MJ 17	P Int 3.1	5000 Violet Blue	5000 Violet Blue	Sem alteração
MJ 18	P Int 3.1	Signal Grey	7040 Window Grey	Sem alteração
MJ 19	P Int 3.2	4009 Pastel Violet	4009 Pastel Violet	Sem alteração
MJ 20	P Int 3.1	7030 Stone Grey	9001 Cream	Sem alteração
MJ 21	P Int 3.1	5014 Pigeon Blue	7037 Dusty Grey	Sem alteração
MJ 22	P Int 3.2	7035 Light Grey	9002 Grey White	Sem alteração
MJ 23	P Int 3.2	8025 Pale Brown	8025 Pale Brown	Sem alteração
MJ 24	P Int 3.2	8002 Signal Brown	8002 Signal Brown	Sem alteração
MJ 25	P Con3.1	Telegrey 4	Telegrey 4	Sem alteração
MJ 26	P Con3.1	9018 Papyrus White	9018 Papyrus White	Sem alteração
MJ 27	P Con3.2	9001 Cream	9001 Cream	Sem alteração
MJ 29	P Aber 4	9006 White Aluminium	1007 Chrome Yellow	Sem alteração
MJ 30	P Aber 4	7039 Quartz Grey	8003 Clay Brown	Marrom
MJ 31	P Aber 4	7035 Light Grey	7001 Silver Grey	Sem alteração
MJ 32	P Aber 4.1	1011 Brown Beige	1004 Golden Yellow	Sem alteração
MJ 33	P Aber 4.1	7004 Signal Grey	9007 Grey Aluminium	Sem alteração
MJ 34	P Aber 4.1	9001 Cream	7030 Stone Grey	Sem alteração
MJ 35	P Aber 4.2	9018 Papyrus White	9006 White Aluminium	Sem alteração
MJ 36	P Aber 4.1	9003 Signal White	1013 Oyster White	Sem alteração
MJ 37	P Int 4.2	7004 Signal Grey	7001 Silver Grey	Sem alteração
MJ 38	P Int 4.2	7039 Quartz Grey	8008 Olive Brown	Sem alteração
MJ 39	P Int 4.1	8000 Green Brown	6013 Red Green	Sem alteração
MJ 40	P Con4	7047 Telegrey 4	2004 Pure Orange	Sem alteração
MJ 41	P Con4	9002 Grey White	9002 Grey White	Sem alteração
MJ 42	P Con4.2	4008 Signal Violet	4008 Signal Violet	Sem alteração
MJ 43	P Con4.1	4009 Pastel Violet	8015 Chestnut Brown	Sem alteração

MJ 44 P Con4	1017 Saffon Yellow	7032 Pebble Grey	Sem alteração
MJ 45 P Con4	8016 Mahogany Yellow	8011 Nut Brown	Sem alteração
MJ 46 P Con4.1	9018 Papyrus White	7035 Light Grey	Sem alteração

---

MJ 47 P Con3.2	1011 Brown Beige	1011 Brown Beige	Sem alteração
----------------	------------------	------------------	---------------

---

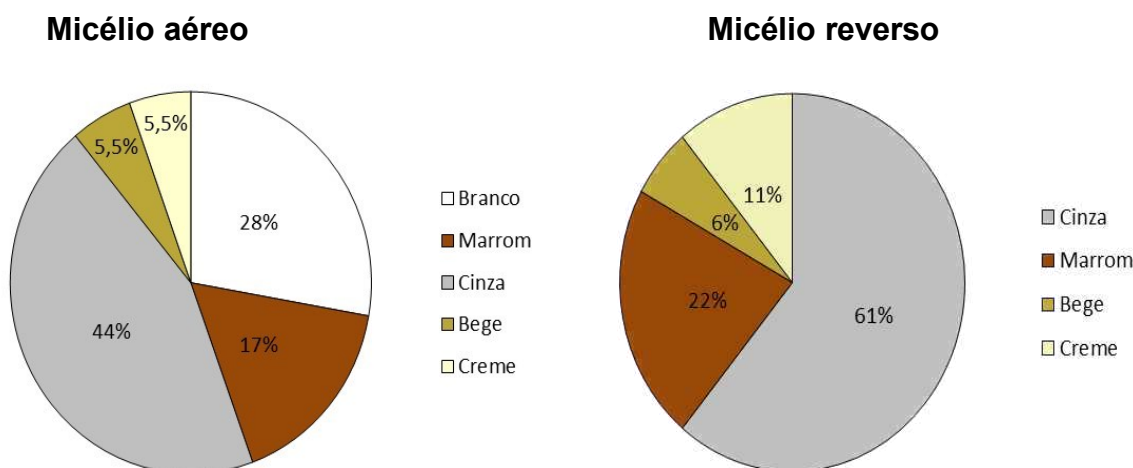


Figura 3: Diversidade cromogênica de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe na área aberta.

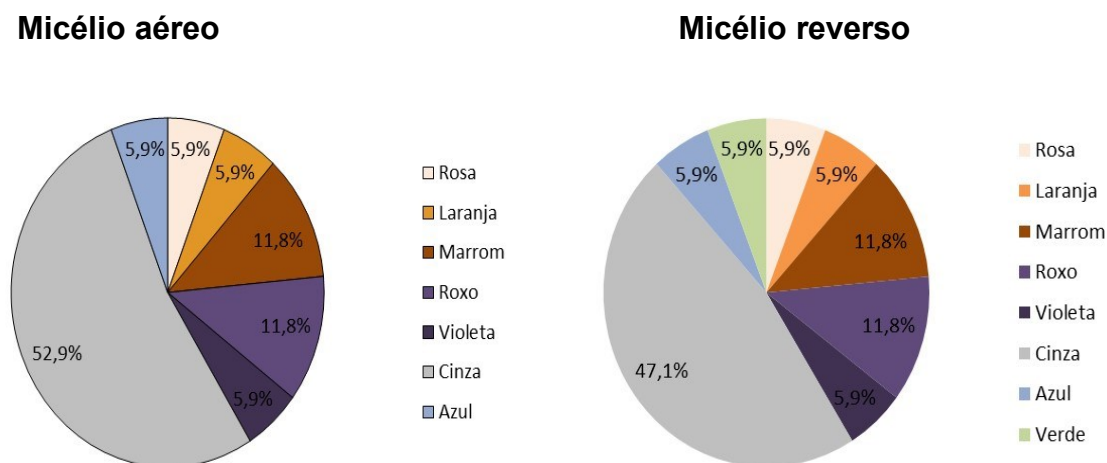


Figura 4: Diversidade cromogênica de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe na área intermediária.

**Micélio aéreo**

**Micélio reverso**

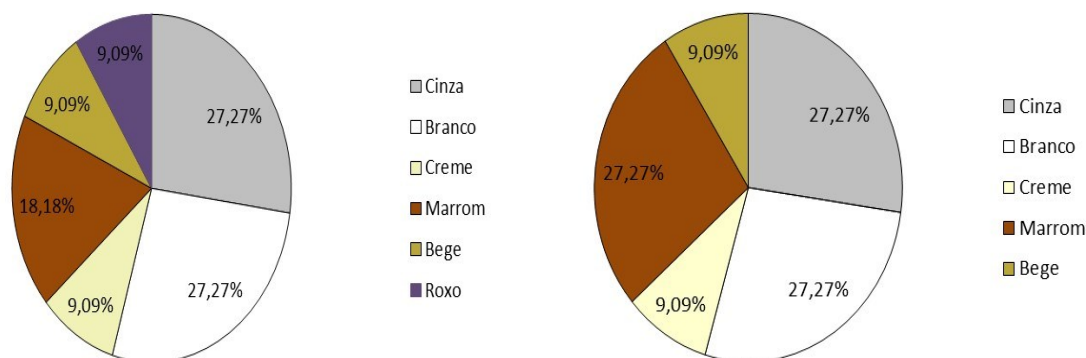
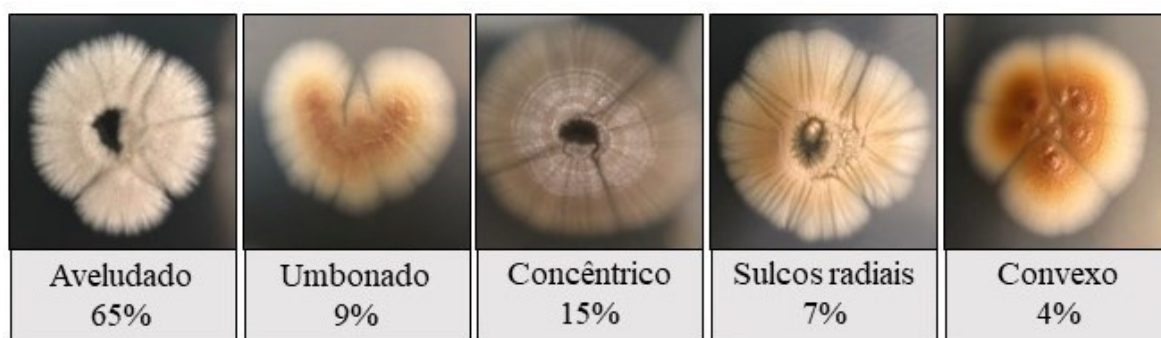


Figura 5: Diversidade cromogênica de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe na área conservada.

As cepas de actinobactérias apresentaram diferença em relação ao aspecto da colônia (Figuras 6). O formato das colônias variou de aveludado com 65% (30 cepas), concêntrico com 15% (07 cepas), umbonado com 9% (04 cepas), sulcos radiais com 7% (03 cepas) e convexo com apenas 4% (02 cepas).

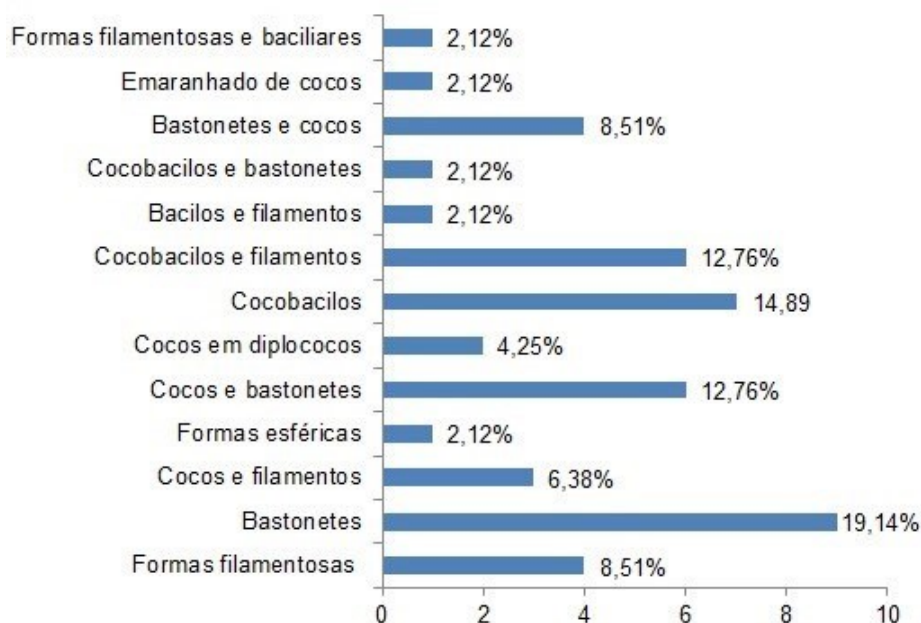


**Figura 6: Aspectos das colônias de actinobactérias oriundas do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada**

### 2.3.3 Caracterização morfológica e análise micromorfológica

As cepas de actinobactérias apresentaram diferenças em relação as características morfológicas (Figura 7). As estruturas observadas foram as seguintes: bastonetes e cocos livres e formas filamentosas com 8,51% cada (04 cepas), cocobacilos com 14,89% (07 cepas), bastonetes com 19,41% (09 cepas), cocos em diplococos com 4,25% (02 cepas), cocos e filamentos com 6,38% (03 cepa), cocobacilos e filamentos e cocos e bastonetes com 12,76% cada (06 cepas) e formas

filamentosas e baciliares, esféricas, emaranhado de cocos, cocobacilos e bastonetes e bacilos e filamentos com 2,12%, cada (01 cepa).



**Figura 7: Estruturas morfológicas de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.**

Os gêneros, as características micromorfológicas e as estruturas microscópicas das cepas de actinobactérias avaliadas estão dispostos na tabela 5.

**Tabela 4: Características micromorfológicas das cepas de actinobactérias oriundas da microrregião do Médio Jaguaribe.**

Cepas	Origem	Gênero	Microforfologia
MJ 01	Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Emaranhado de hifas, presença de cocos livres e filamentos ondulados
MJ 06	Área aberta	<i>Actinomadura</i>	Presença de filamentos ondulados e cocos em cadeias espiraladas
MJ 14	Área aberta	<i>Thermomonospora</i>	Hifas filamentosas, cocos livres e em diplococos, presença de espirais
MJ 29	Área aberta	<i>Nocardia</i>	Hifas ramificadas e pequenas cadeias de cocos

MJ 32 Área aberta	<i>Mycobacterium</i>	Emaranhado de hifas, filamentos com cocos nas extremidades Filamentos ondulados, cocos em cadeia e cocos em cadeias de espirais
MJ 33 Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Filamentos ondulados e cocos em cadeia
MJ 36 Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Hifas onduladas, cocos livres e pequenas cadeias de cocos
MJ 12 Área aberta	<i>Nocardia</i>	Emaranhado de hifas com ondulações nas extremidades e cocos livres
MJ 13 Área aberta	<i>Micromonospora</i>	Filamentos ondulados e cocos livres
MJ 05 Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Hifas filamentosas e cocos em cadeias de espirais
MJ 15 Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Presença de filamentos, cocos livre e formas baciliares
MJ 11 Área aberta	<i>Arthrobacter</i>	Filamentos ondulados, esporângios e cocos livres
MJ 09 Área aberta	<i>Streptosporangium</i>	Hifas onduladas, cocos livres e cocos em cadeias espiraladas
MJ 30 Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Filamentos ondulados, cocos livres e esporângios
MJ 31 Área aberta	<i>Streptosporangium</i>	
MJ 10 Área aberta	<i>Thermomonospora</i>	ifas filamentosas, cocos livres e em diplococos, presença de espirais

MJ 34	Área aberta	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas, cocos livres e cocos em cadeia
MJ 35	Área aberta	<i>Nocardia</i>	Hifas ramificadas e pequenos filamentos ondulados
MJ 02	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Emaranhado de hifas, cocos em cadeia e estruturas onduladas
MJ 03	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Hifas onduladas, cocos em cadeias e cocos em cadeias de espirais
MJ 08	Área intermediária	<i>Nocardia</i>	Formas filamentosas e estruturas onduladas
MJ 18	Área intermediária	<i>Nocardia</i>	Formas filamentosas, cocos livres e cadeias de cocos
MJ 19	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas e estruturas espiraladas
MJ 21	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Formas filamentosas, presença de cocos livres e cocos em cadeias de espirais
MJ 37	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Filamentos ondulados e cocos em cadeias de espirais
MJ 38	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Emaranhado de hifas, cocos em cadeias de espirais e formas espiraladas
MJ 22	Área intermediária	<i>Micrococcus</i>	Cocos livres e cocos em cadeia
MJ 16	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Filamentos ondulados e cocos em cadeias espiraladas
MJ 04	Área intermediária	<i>Micromonospora</i>	Presença de filamentos ondulados na extremidades e cocos livres
MJ 07	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Cocos livres e presença de filamentos espiralados
MJ 17	Área intermediária	<i>Arthrobacter</i>	Presença de filamentos, cocos livres e formas baciliares

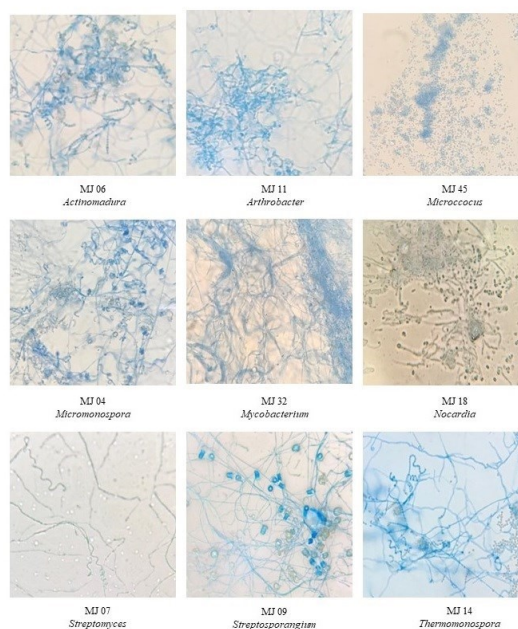
---

MJ 23	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Filamentos ondulados, cocos em cadeia e estruturas espiraladas
MJ 24	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Presença de filamentos e cocos em cadeia de espirais
MJ 20	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Presença de filamentos e estruturas espiraladas
MJ 39	Área intermediária	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas, cocos em cadeias de espirais e estruturas espiraladas
<hr/>			
MJ 25	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Emaranhado de hifas e cocos em cadeias de espirais
MJ 26	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas, cocos em cadeias de espirais e formas onduladas
MJ 27	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Filamentos ondulados e formas espiraladas
MJ 40	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas, cocos em cadeias de espirais
MJ 43	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas e cocos em cadeias de espirais
MJ 44	Área conservada	<i>Actinomadura</i>	Hifas ramificadas e cocos em cadeias de espirais
MJ 45	Área conservada	<i>Micrococcus</i>	Cocos livres e cocos em diplococos
MJ 47	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Formas filamentosas e presença de cocos
MJ 46	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Hifas onduladas, cocos em cadeias e presença de estruturas espiraladas
MJ 41	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Hifas ramificadas, cocos livres e em cadeias e estruturas onduladas
MJ 42	Área conservada	<i>Streptomyces</i>	Presença de filamentos e cadeias de cocos

---

Segundo os dados analisados, não ocorreu diferença significativa em relação à morfologia das cepas de actinobactérias entre as áreas. O presente estudo encontrou 9 gêneros distintos que foram classificados com base na características

micromorfológicas (Tabela 4 e figura 8): *Actinomadura*, *Arthrobacter*, *Micrococcus*, *Mycobacterium*, *Nocardia*, *Micromonospora*, *Thermomonospora*, *Streptosporangium* e *Streptomyces*, sendo esse último predominante nas três áreas, 15,21% (aberta), 26,08% (intermediária) e 21,73% (conservada).



**Figura 8: Diversidade de gêneros de actinobactérias encontrados na microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.**

Na área aberta (Figura 9) foi observada a maior diversidade de gêneros: *Actinomadura* (5,55%), *Mycobacterium* (5,55%), *Nocardia*, *Thermomonospora* (11,11%), *Arthrobacter* (5,55%), *Streptosporangium* (6,25%), *Micromonospora* (5,55%), e *Streptomyces* (38,88%).



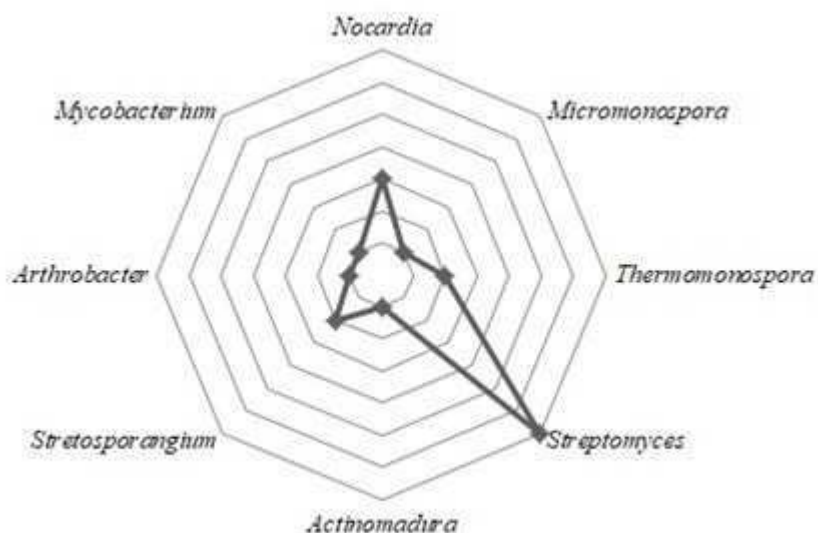


Figura 19: Representação gráfica da frequência dos gêneros de actinobactérias isolados das amostras de solo de área aberta na microrregião do Médio Jaguaribe.

Ao observar a Figura 10, na área intermediária foram encontrados os gêneros *Nocardia* (11,76%), *Micromonospora* (5,88%), *Arthrobacter* (5,88%), *Micrococcus* (5,88%), e *Streptomyces* (70,58%), sendo esse último o mais considerável.

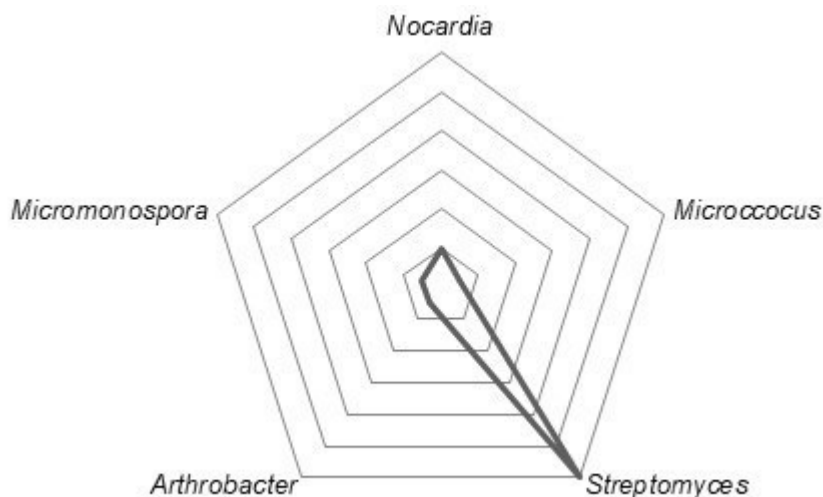


Figura 10: Representação gráfica da frequência dos gêneros de actinobactérias isolados das amostras de solo de área intermediária na microrregião do Médio Jaguaribe.

Analisando a Figura 11, na área conservada, verificaram-se a presença dos gêneros *Actinomadura* (8,33%), *Micrococcus* (8,33%) e *Streptomyces* (83,33%).

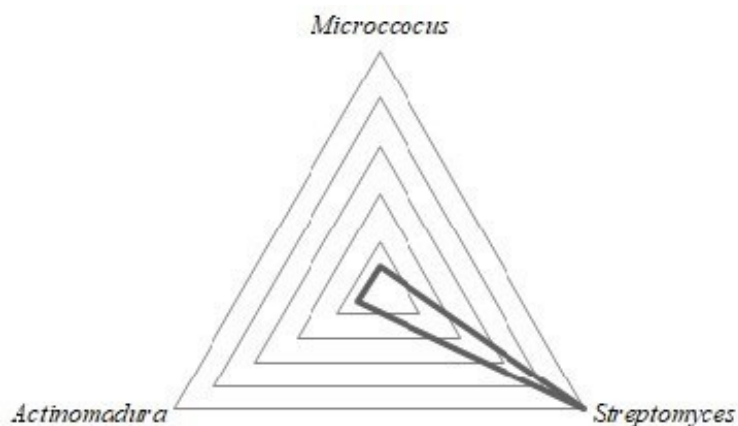


Figura 11: Representação gráfica da frequência dos gêneros de actinobactérias isolados das amostras de solo de área conservada na microrregião do Médio Jaguaribe.

As cepas de actinobactérias apresentaram diferença em relação a morfologia de cadeia de esporos (Figura 12). As estruturas predominantes foram flexível com 31% (14 cepas), espiral com 30% (14 cepas), linha reta 15% (07 cepas) e retículo 24% (11 cepas).



1 Área aberta	MJ 01	+ + + +	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	MJ 05	+ + + +	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	MJ 06	+ + + +	3.5	45	<i>Actinomadura</i>
	MJ 09	+ + + +	3.5	45	<i>Streptosporagium</i>
	MJ 10	+ + + +	3.5	45	<i>Thermomonospora</i>
	MJ 11	- - + -	3.5	43	<i>Arthrobacter</i>
	MJ 12	+ + + +	3.5	45	<i>Nocardia</i>
	MJ 13	+ + + +	3.5	45	<i>Micromonospora</i>
	MJ 14	+ + + +	3.5	45	<i>Thermomonospora</i>
	MJ 15	+ - + -	3.5	39	<i>Streptomyces</i>
	MJ 29	+ + + -	3.5	45	<i>Nocardia</i>
	MJ 30	+ + + +	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	MJ 31	+ + + +	3.5	45	<i>Streptosporagium</i>
	MJ 32	+ + + +	3.5	45	<i>Mycobacterium</i>
	MJ 33	+ + + +	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	MJ	+ + + +	3.5	45	<i>Streptomyces</i>

	34				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Nocardia</i>
	35				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	36				
2	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	02				
Área					
intermediária	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	03				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Micromonospora</i>
	04				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	07				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Nocardia</i>
	08				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	16				
	MJ	++++	3.5	39	<i>Arthrobacter</i>
	17				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Nocardia</i>
	18				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	19				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	20				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	21				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Micrococcus</i>
	22				
	MJ	++++	3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	23				

	MJ	--	+	-	-	39	<i>Streptomyces</i>
	24						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	37						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	38						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	39						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	25						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	26						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	27						
3	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	40						
Área conservada	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	41						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	42						
	MJ	++++			3.5	41	<i>Streptomyces</i>
	43						
	MJ	++++			3.5	41	<i>Actinomadura</i>
	44						
	MJ	++++			3.5	39	<i>Micrococcus</i>
	45						
	MJ	++++			3.5	45	<i>Streptomyces</i>
	46						

MJ + + + + 3.5 45 *Streptomyces*  
47

---

## 2.4 Discussão

O nível da cobertura vegetal não influenciou a densidade populacional das actinobactérias, visto que as populações não variaram significativamente ( $p > 0,05$ ) entre as áreas aberta, intermediária e conservada.

Estudos referentes à densidade populacional de actinobactérias realizados por Silva *et al.* (2015) não encontraram diferença significativa entre as áreas nativa e cultivada, sendo registrados valores entre  $6,3 \times 10^4$  UFC.g-1 e  $10 \times 10^4$  UFC.g-1. Do mesmo modo, Lima *et al.* (2014) ao analisarem amostras do solo de mata nativa da Unidade de Conservação da Estação Ecológica de Aiuaba, localizada na região semiárida do Ceará, mostraram um valor médio de  $2,0 \times 10^5$  UFC.g-1. Igualmente, Martins *et al.* (2014a) em estudo realizado com amostras de solo rizosférico do Parque Nacional de Ubajara, uma unidade de conservação também inserida nessa mesma região, reportaram uma contagem média de actinobactérias de  $6,3 \times 10^4$  UFC.g-1. Outra pesquisa sobre a abundância de actinobactérias de uma área de mata nativa no município de Quixadá no Ceará mostrou que a população foi de  $2,3 \times 10^4$  UFC.g-1 (MARTINS *et al.*, 2014b). Ainda que a densidade microbiana no solo varie de acordo com parâmetros como concentração de matéria orgânica e umidade, localização geográfica, temperatura, tipo de solo e pH (GORLACH-LIRA; COUTINHO, 2007; ARIFUZZAMAN *et al.*, 2010), a abundância das populações de actinobactérias nas amostras de solo das três áreas estudadas foi semelhante aos valores reportados por outros autores em diferentes áreas do semiárido.

As actinobactérias são reconhecidas pela produção de variados pigmentos, que podem estar presentes dissolvidos no meio, ou mesmo retidos em seus micélios (Amsaveni *et al.*, 2015). Apesar da produção de pigmentos não ser considerada imprescindível para o crescimento microbiano, acredita-se que exerce importante função ecológica, colaborando para a sobrevivência e competitividade dos microorganismos (Sharma, 2014; Oliveira *et al.*, 2014).

Neste estudo, algumas cepas apresentaram diferença entre micélio aéreo e reverso, que segundo Souche e Bhati (2019) ocorre devido actinobactérias apresentarem características culturais distintas quando cultivadas em superfície de ágar. As cores branco, cinza e marrom foram prevaletentes em ambos os micélios. A coloração marrom foi reportada por Lima *et al.* (2017), Medeiros *et al.* (2018) e Silva *et al.* (2019) ao caracterizarem cepas de actinobactérias do semiárido nordestino. De forma similar, as cores branco, cinza e creme foram observadas com predominância por Ramos *et al.* (2015) e Silva *et al.* (2015) na caracterização de cepas de actinobactérias nessa mesma região.

Todas as áreas apresentaram heterogeneidade nesse parâmetro, porém a área intermediária exibiu maior diversidade cromática, podendo ser explicado pela teoria do distúrbio intermediário, hipótese que segundo Connell (1978) diz que níveis intermediários de perturbações possuem tendência a promover maior diversidade. Assim sendo, áreas que sofrem algum tipo de interferência biótica ou abiótica com intensidade intermediária tendem ao não equilíbrio, promovendo a coexistência de espécies diversas e, portanto a heterogeneidade no nicho (ARAÚJO, 2016).

Em relação ao formato das colônias, variação similar foi constatada por Augustine *et al.* (2013), ao realizarem estudo com actinobactérias oriundas de ambientes marinhos provenientes da Costa Sudoeste e Sudeste da Índia. Por outro lado, resultado distinto foi encontrado por Silva *et al.* (2019) ao analisarem cepas oriundas de uma área antropizada e uma área conservada do semiárido, mostando que em ambas houve a prevalência do aspecto de formação em sulcos radiais, seguido pelo aveludado, concêntrico e umbonado, não havendo presença do aspecto convexo.

As estruturas morfológicas observadas nesse estudo aproximam-se aos encontrados por Brito *et al.* (2015), que ao caracterizarem morfológicamente cepas de actinobactérias, isoladas de amostras de solo do Parque Nacional de Ubajara, no Ceará, se depararam com todas essas estruturas. Podendo-se, assim, inferir que a matriz de origem não influencia a morfologia desses micro-organismos.

A abundância de *Streptomyces* encontrados nessa pesquisa pode estar associada com a produção de esporos de rápida dispersão em ambientes terrestres por representantes desse gênero (DHARMARAJ, 2010), que já foi documentado por



Okoro *et al.*, (2019) em solos do deserto do Atacama, no Chile. Do mesmo modo, em ambientes suscetíveis à desertificação, como é o caso do semiárido nordestino, por Lima *et al.* (2017), que agruparam as cepas de actinobacterianas nos gêneros *Streptomyces* e *Saccharothrix* com base nas características das cadeias de esporos (micromorfológicas). Tais autores afirmaram que os dados da análise de identificação molecular confirmaram os resultados do microcultivo, mesmo procedimento realizado nessa pesquisa. Igualmente, Silva *et al.*, (2019) também reportaram esse gênero em cepas de actinobactérias oriundas da região semiárida com base nas características micromorfológicas. Além disso, micro-organismos do gênero *Streptomyces* são capazes de colonizar substratos complexos e hidrolisar vários polímeros, além de crescerem em temperaturas elevadas (Bispo, 2010), característica típica de ambientes suscetíveis à desertificação.

Os gêneros *Actinomadura*, *Micromonospora*, *Streptomyces* e *Streptosporangium* já foram relatados em solos do deserto da Mangólia (KURAPOVA *et al.*, 2012) e no deserto do Tibet (DING *et al.*, 2013). A diversidade de gêneros encontrados nessa pesquisa pode ser atribuída à falta de cobertura vegetal da área aberta que expõe o solo à radiação solar e conseqüentemente, propicia uma maior variação térmica, visto que a distribuição de espécies e a diversidade biológica são significativamente influenciadas pelo ambiente ecológico (HOU *et al.*, 2009), Ademais, fatores como a localização geográfica da área e a estrutura e funcionalidade da comunidade bacteriana também influenciam a variedade de gêneros (KNÁB *et al.*, 2018).

Cepas de actinobactérias provenientes de uma Unidade de Conservação inserida no semiárido, Estado do Ceará, foram avaliadas e o gênero *Streptomyces* foi o mais expressivo, seguido de *Terrabacter*, *Nocardia* e *Micromonospora* (BRITO *et al.*, 2015). Igualmente, um estudo realizado na Estação Ecológica de Aiuaba, uma Unidade de Conservação inserida nessa mesma região, constatou que 13 cepas de actinobactérias pertenciam ao gênero *Streptomyces* (LIMA *et al.*, 2017). Por outro lado, espécies do gênero *Micrococcus* são facilmente encontrados em solos desérticos, onde a baixa disponibilidade de água, alta salinidade e intensa radiação ultravioleta são fatores predominantes (AZUA-BUSTOS; GONZÁLEZ-SILVA, 2014), já que a sobrevivência e reprodução desse gênero em habitats hostis tem sido associada à capacidade de formar biofilmes ou entrar em estágios inativos em respostas a

fatores como dessecação (KUO *et al.*, 2017), característica típica de ambientes áridos. Em áreas suscetíveis à desertificação no sul da Europa, verificouse que a composição da comunidade microbiana foi mais abundante em bactérias Gram-positivas como *Streptomyces* e *Arthrobacter*, provavelmente porque esses gêneros são resistentes a condições restritivas do solo tais como seca e ligeira alcalinidade (CARDINALE *et al.*, 2010). Representantes de *Actinomadura* já foram reportados em solos desérticos (KURAPOVA *et al.*, 2012; DING *et al.*, 2013) e espécies do gênero *Micrococcus* também já foram documentados no deserto do Atacama (AZUA-BUSTOS; GONZÁLEZ-SILVA, 2014).

Em relação à morfologia da cadeia de esporos das cepas, variação similar foi constatada por Dornelas *et al.* (2017), ao documentarem a caracterização morfológica e afiliação filogenética de cepas de actinobactérias de solos tropicas de uma área de cerrado, no Estado de Minas Gerais.

As cepas de actinobactérias se comportaram de maneira diferente em relação a pH, temperatura e salinidade. Porém, a maioria se desenvolveu em todos os parâmetros utilizados, sendo capazes de se crescer em temperaturas de até 41 °C, faixas de pH de até 9,0 e concentrações de NaCl de até 3,5. Isso ocorre porque assim como a vegetação local, os microrganismos presentes em ambientes áridos, como é o caso de áreas em desertificação, apresentam adaptações a estresses abióticos, tais como salinidade, temperaturas elevadas, incidência de radiação solar alta e estresse hídrico (VURUKONDA *et al.*, 2016) e são capazes de tolerar essas condições adversas e contrastantes (BARROS *et al.*, 2019), podendo desempenhar importante função no fluxo de energia, na ciclagem de matéria orgânica e nos ciclos biogeoquímicos (BREZA-BORUTA *et al.*, 2016).

## **2.5 Conclusão**

Resultados obtidos revelaram que a falta de cobertura vegetal não influenciou a densidade das populações de actinobactérias. Todas as áreas estudadas apresentaram heterogeneidade sob o aspecto cromático das colônias, entretanto a área intermediária manifestou uma maior diversidade de cores. As cepas de actinobactérias apresentaram morfologia variada nas três áreas com diferentes níveis de cobertura vegetal, com predominância do gênero *Streptomyces*. A área aberta, por

sua vez, apresentou a maior diversidade de gêneros. Por fim, a maioria dos isolados mostrou-se capaz de se desenvolver em todas as condições testadas de estresses ambientais.

## REFERÊNCIAS

ALARIYA, Shyam Sunder et al. Amylase activity of a starch degrading bacteria isolated from soil. **Archives of applied science Research**, v. 5, n. 1, p. 15-24, 2013.

ALVES, Daislany et al. Produção de celulase e amilase por actinobactérias do semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 13, n. 24, 2016.

ANANDAN, Ranjani; DHARUMADURAI, Dhanasekaran; MANOGARAN, Gopinath Ponnusamy. An introduction to actinobacteria. In: **Actinobacteria-basics and biotechnological applications**. IntechOpen, 2016.

ARIFUZZAMAN, M.; KHATUN, M. R.; RAHMAN, Hamidur. Isolation and screening of actinomycetes from Sundarbans soil for antibacterial activity. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 29, p. 4615-4619, 2010.

ASZALÓS, Júlia Margit et al. Diversity of extremophilic bacteria in the sediment of high-altitude lakes located in the mountain desert of Ojos del Salado volcano, DryAndes. **Extremophiles**, v. 20, p. 603-620, 2016..

AZUA-BUSTOS, Armando et al. Biotechnological applications derived from microorganisms of the Atacama Desert. **BioMed research international**, v. 2014, 2014.

BALLAV, Shuvankar et al. Halophilic and halotolerant actinomycetes from a marine saltern of Goa, India producing anti-bacterial metabolites. **Journal of bioscience and bioengineering**, v. 119, n. 3, p. 323-330, 2015..

BARKA, Essaid Ait et al. Taxonomy, physiology, and natural products of Actinobacteria. **Microbiology and molecular biology reviews**, v. 80, n. 1, p. 1-43, 2016.

BARROS, Vanessa Dina Cavalcante et al. Biodiversidade rizobiana em função de solo e clima no semiárido pernambucano. **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 24, n. 1, 2019.

BETTACHE, A. et al. Lignocellulosic biomass and cellulolytic enzymes of actinobacteria. **SAJ Biotechnol**, v. 5, n. 1, p. 1-9, 2018.

- BISPO, Aline Simões da Rocha. Bioprospecção de actinomicetos isolados de solos no Estado da Bahia e seu potencial biotecnológico na produção de enzimas lignocelulolíticas. 2010.
- BREZA-BORUTA, Barbara; LEMANOWICZ, Joanna; BARTKOWIAK, Agata. Variation in biological and physicochemical parameters of the soil affected by uncontrolled landfill sites. **Environmental Earth Sciences**, v. 75, p. 1-13, 2016.
- BRITO, F. A. E. et al. Actinobacteria from rizospheric soil in the caatinga biome. **Encicl. Biosf**, v. 11, p. 1992-2004, 2015.
- BURKHARD, Benjamin et al. Solutions for sustaining natural capital and ecosystem services. 2012.
- CARDINALE, Massimiliano et al. Rehabilitation of Mediterranean anthropogenic soils using symbiotic wild legume shrubs: plant establishment and impact on the soil bacterial community structure. **Applied Soil Ecology**, v. 46, n. 1, p. 1-8, 2010.
- CONNELL, Joseph H. Diversity in tropical rain forests and coral reefs. In: **Foundations of Ecology II**. University of Chicago Press, 2022. p. 114-122.
- COURI, Sonia; FARIAS, Antonio Xavier. Genetic manipulation of *Aspergillus niger* for increased synthesis of pectinolytic enzymes. **Rev. Microbiol**, p. 314-7, 1995.
- DE CARVALHO ARAÚJO, Felipe; DOS SANTOS, Rubens Manoel; COELHO, Polyane Aparecida. O papel do distúrbio na regeneração natural dos ecossistemas florestais. **Revista de Ciências Agroambientais**, v. 14, n. 1, 2016.
- DHARMARAJ, Selvakumar. Marine *Streptomyces* as a novel source of bioactive substances. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 26, p. 2123-2139, 2010.
- DING, Dong et al. Culturable actinomycetes from desert ecosystem in northeast of Qinghai-Tibet Plateau. **Annals of Microbiology**, v. 63, n. 1, p. 259-266, 2013.
- FLORENCIO, Camila; COURI, Sonia; FARINAS, Cristiane Sanchez. Correlation between agar plate screening and solid-state fermentation for the prediction of cellulase production by *Trichoderma* strains. **Enzyme research**, v. 2012, 2012.
- GOPINATH, B. Venkata; CHARYA, MA Singara. Characterization of antibacterial compounds produced by the actinomycetes using NMR spectral analysis. **International Journal of Pharma Sciences and Research (IJPSR)**, v. 4, n. 2, p. 25-35, 2013.

- GORLACH-LIRA, Krystyna; COUTINHO, Henrique DM. Population dynamics and extracellular enzymes activity of mesophilic and thermophilic bacteria isolated from semi-arid soil of northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 38, p. 135-141, 2007.
- HAWKES, C. V.; FLECHTNER, V. R. Biological soil crusts in a xeric Florida shrubland: composition, abundance, and spatial heterogeneity of crusts with different disturbance histories. **Microbial Ecology**, p. 1-12, 2002.
- HOU, Bao Chao et al. Rhizobial resource associated with epidemic legumes in Tibet. **Microbial ecology**, v. 57, p. 69-81, 2009.
- IRFAN, Muhammad et al. Isolation and screening of cellulolytic bacteria from soil and optimization of cellulase production and activity. **Turkish Journal of Biochemistry/Turk Biyokimya Dergisi**, v. 37, n. 3, 2012.
- KERN, M. E.; BLEVINS, K. S. *Micologia Médica—Texto e Atlas 2ª. Edição. Editora Premier*, 1999.
- KISHORE, Priyanka. **Isolation, characterization and identification of Actinobacteria of Mangrove ecosystem, Bhitarkanika, Odisha**. 2011. Tese de Doutorado.
- KNÁB, Mónika et al. Bacterial diversity in soils of different Hungarian karst areas. **Acta microbiologica et immunologica Hungarica**, v. 65, n. 4, p. 439-458, 2018.
- KUMAR, Pachaiyappan Saravana et al. Antibacterial activity of some actinomycetes from Tamil Nadu, India. **Asian Pacific journal of tropical biomedicine**, v. 2, n. 12, p. 936-943, 2012.
- KUO, V. et al. Whole-genome sequence of the soil bacterium *Micrococcus* sp. KBS0714. **Genome Announcements**, v. 5, n. 32, p. 10.1128/genomea.00697-17, 2017.
- KURAPOVA, A. I. et al. Thermotolerant and thermophilic actinomycetes from soils of Mongolia desert steppe zone. **Microbiology**, v. 81, p. 98-108, 2012.
- LEMOS, Jesus Rodrigues; MEGURO, Marico. Florística e fitogeografia da vegetação decidual da Estação Ecológica de Aiuaba, Ceará, Nordeste do Brasil. **Revista brasileira de Biociências**, v. 8, n. 1, 2010.

LI, Feijie et al. Change of Soil Bacteria Diversity between Desertification and Restoration. **Journal of Pharmacy and Biological Sciences**, v.12, n.1, p.74-87, 2017.

LI, Qinyuan et al. Morphological identification of actinobacteria. **Actinobacteriabasics and biotechnological applications**, p. 59-86, 2016.

LIMA, José Vinícius Leite et al. Characterization of actinobacteria from the semiarid region, and their antagonistic effect on strains of rhizobia. 2017.

LIMA, José Vinícius Leite et al. Characterization of actinobacteria from the semiarid region, and their antagonistic effect on strains of rhizobia. 2017.

LIU, Xiao et al. Community structure and elevational distribution pattern of soil Actinobacteria in alpine grasslands. **Acta Ecologica Sinica**, v. 37, n. 4, p. 213-218, 2017.

LOPES, Jessica et al. Produção de enzimas hidrolíticas extracelulares por actinobactérias oriundas do solo e serrapilheira de região semiárida. **Enciclopédia Biosfera**, v. 15, n. 27, 2018.

MARTINS, Claudia et al. Comunidade microbiana cultivável do solo rizosférico de leguminosas no semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 19, 2014a.

MARTINS, Suzana Cláudia et al. Efeito do pousio na recuperação de um solo sob caatinga no semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 19, 2014b.

MINOTTO, Elisandra et al. Enzyme characterization of endophytic actinobacteria isolated from tomato plants. **Journal of Advanced Scientific Research**, v. 5, n. 02, p. 16-23, 2014.

MOHAMED, Akram H. et al. Production of cellulase, exoglucanase and xylanase by different microorganisms cultivated on agricultural wastes. **Research Journal of Pharmaceutical Biological and Chemical Sciences**, v. 8, n. 4, p. 435-452, 2017.

MOHANTA, Yugal Kishore. Isolation of cellulose-degrading actinomycetes and evaluation of their cellulolytic potential. **Bioengineering and Bioscience**, v. 2, n. 1, p. 1-5, 2014.

NITHYA, Krishnasamy et al. Purification, characterization, and statistical optimization of a thermostable  $\alpha$ -amylase from desert actinobacterium *Streptomyces fragilis* DA7-7. **3 Biotech**, v. 7, p. 1-13, 2017.

OLIVEIRA, Ana Paula et al. Importância das actinobactérias em processos ecológicos, industriais e econômicos. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 18, 2014.

OMAR, Suhaila Mohd et al. *Verrucosipora* sp. K2-04, potential xylanase producer from Kuantan Mangrove Forest sediment. **International Journal of Food Engineering**, v. 3, n. 2, p. 165-168, 2017.

R CORE TEAM, R. et al. R: A language and environment for statistical computing. 2013.

RAMOS, Karoline et al. Caracterização e diversidade cromogênica de actinobactérias de um nicho microbiano preservado no bioma Caatinga. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 21, 2015.

RUCHIKA, S. Isolation and characterization of thermophilic actinomycetes with extracellular enzyme and bio-surfactant production potential from Thar desert, India. **Int J Microbiol Res**, v. 8, p. 743-746, 2016.

SANJIVKUMAR, Muthusamy et al. Biosynthesis, purification and characterization of  $\beta$ -1, 4-xylanase from a novel mangrove associated actinobacterium *Streptomyces olivaceus* (MSU3) and its applications. **Protein Expression and Purification**, v. 130, p. 1-12, 2017.

SHARMA, Mukesh; DANGI, Pinki; CHOUDHARY, Meenakshi. Actinomycetes: source, identification, and their applications. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 3, n. 2, p. 801-832, 2014.

SHIVLATA, L.; SATYANARAYANA, Tulasi. Thermophilic and alkaliphilic Actinobacteria: biology and potential applications. **Frontiers in microbiology**, v. 6, p.1014, 2015.

SILVA, Maria Jamili et al. Diversidade de cepas de actinobactérias da RPPN "Fazenda Não me Deixes"-Quixadá (CE). **Enciclopédia Biosfera**, v. 16, n. 29, 2019.

SILVA, V. M. A. et al. Effect of irrigation and type of cultivation on richness and diversity of chromogenic actinobacteria of soil from ceará semiarid region. **Encicl. Biosf**, v. 11, p. 2965-2979, 2015.

SILVA, Valéria Maria Araujo et al. Cross-feeding among soil bacterial populations: selection and characterization of potential bio-inoculants. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 5, p. 23, 2019.

SILVA, Valéria Maria; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Claudia. Atividade celulolítica de actinobactérias de região semiárida do Ceará. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 21, 2015.

SINGH, Padma; RANI, Anchal. Isolation and partial characterization of amylase producing Bacillus sp. from Soil. **International Journal of PharmTech Research**, v. 6, n. 7, p. 2064-2069, 2014.

SINGH, Ravindra Nath et al. Production, purification and characterization of thermostable  $\alpha$ -amylase from soil isolate Bacillus sp. strain B-10. **Journal of BioScience & Biotechnology**, v. 5, n. 1, 2016.

SIPRIYADI, Sipriyadi et al. Exploration of Potential Actinomycetes from CIFOR Forest Origin as Antimicrobial, Antifungus, and Producing Extracellular Xylanase. **Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education**, v. 8, n. 1, p. 96104, 2016.

SOUSA, Juliani et al. EFEITO DA ANTROPIZAÇÃO SOBRE A PRODUÇÃO DA ENZIMA XILANASE EM ACTINOBATÉRIAS. **Enciclopédia Biosfera**, v. 15, n. 28, 2018.

SUN, Hong-Min et al. Ubiquity, diversity and physiological characteristics of Geodermatophilaceae in Shapotou National desert ecological reserve. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, p. 1059, 2015.

SUNITA, Sakure et al. Isolation and characterization of Actinomycetes from rhizosphere soil of different plants for antiphytopathogenic activity and stress tolerance. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 4, n. Special Issue 2, p. 379-387, 2015.

TEIXEIRA, P. C. et al. Manual de métodos de análise de solo. 3ª edição revista e atualizada. **Brasília, DF: EMBRAPA. 573p**, 2017.

TIWARI, Deepika et al. Potential of actinomycetes as bioremediating and biocontrolling agents. **International Journal of Biomedical Engineering**, v. 3, n. 2, p. 25-37, 2018.



- VAIJAYANTHI, Govindharaj; VIJAYAKUMAR, Ramasamy; DHANASEKARAN, Dharmadurai. Actinobacteria—a biofactory of novel enzymes. **Actinobacteriobasics and biotechnological applications**. InTechOpen, London, p. 329-352, 2016.
- VENTURA, Marco et al. Genomics of Actinobacteria: tracing the evolutionary history of an ancient phylum. **Microbiology and molecular biology reviews**, v. 71, n. 3, p.495-548, 2007.
- VIKRAM, Surendra et al. Metagenomic analysis provides insights into functional capacity in a hyperarid desert soil niche community. **Environmental microbiology**, v. 18, n. 6, p. 1875-1888, 2016.
- VURUKONDA, Sai Shiva Krishna Prasad et al. Multifunctional *Pseudomonas putida* strain FBKV2 from arid rhizosphere soil and its growth promotional effects on maize under drought stress. **Rhizosphere**, v. 1, p. 4-13, 2016.

### 3 CAPÍTULO II: PRODUÇÃO DE ENZIMAS FUNCIONAIS POR ACTINOBACTÉRIAS EM GRADIENTE DE DESERTIFICAÇÃO

Franciandro Dantas dos Santos<sup>1</sup>, Mariane Pereira Oliveira<sup>1</sup>, Juliani Barbosa de Sousa<sup>1</sup>, Valéria Maria Araújo da Silva<sup>1</sup>, Suzana Cláudia Silveira Martins<sup>1</sup> & Claudia Miranda Martins<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Federal University of Ceará, Fortaleza, CE, Brazil

*Correspondence: Franciandro Dantas dos Santos, Federal University of Ceara, Fortaleza, CE, Brazil. E-mail: androdsantos@gmail.com*

#### RESUMO

A desertificação consiste na degradação em terras secas, resultante de fatores como antropização e a variação climática. No Brasil, as áreas mais suscetíveis à desertificação se localizam na região do semiárido nordestino. Actinobactérias tem relevante importância nos serviços ecossistêmicos no semiárido, onde a escassez de matéria orgânica e nitrogênio são fatores críticos. Desse modo, a ciclagem dos compostos presentes no solo torna-se essencial para manutenção dos ciclos biogeoquímicos, bem como para a disponibilidade de nutrientes. A existência de actinobactérias com capacidade de clivar polissacarídeos vegetais como xilana, amido, celulose e pectina que favoreçam a ciclagem de nutrientes, através da degradação de moléculas complexas, é fundamental para a manutenção dos componentes vivos deste ambiente. Este trabalho objetivou determinar o perfil enzimático para xilanase, amilase, celulase e pectinase, a fim de investigar como essa característica influencia a variação enzimática nesses micro-organismos. Houve diferença significativa na atividade enzimática em função do gradiente de desertificação, visto que a enzima xilanase exibiu os maiores valores, seguida por pectinase, amilase e celulase. Além disso, o melhor desempenho para a degradação de compostos xilana foi revelado na área aberta, inferindo que a falta de cobertura vegetal e a baixa disponibilidade de nutrientes do solo influenciaram essa atividade enzimática.

**Palavras-chave:** cobertura vegetal; enzimas hidrolíticas; serviços ecossistêmicos; semiárido.

#### ABSTRACT

Desertification consists of degradation in dry lands, resulting from factors such as anthropization and climatic variation. In Brazil, the areas most susceptible to desertification are located in the northeastern semiarid region. Actinobacteria are of relevant importance in ecosystem services in the semiarid region, where the scarcity of organic matter and nitrogen are critical factors. In this way, the cycling of compounds present in the soil becomes essential for maintaining biogeochemical cycles, as well as for the availability of nutrients. The existence of actinobacteria with the ability to

cleave plant polysaccharides such as xylan, starch, cellulose and pectin that favor the cycling of nutrients, through the degradation of complex molecules, is essential for the maintenance of the living components of this environment. This work aimed to determine the enzymatic profile for xylanase, amylase, cellulase and pectinase, in order to investigate how this process influences the enzymatic variation in these microorganisms. There was a significant difference in enzymatic activity due to the gradient of desertification, since the enzyme xylanase exhibited the highest values, followed by pectinase, amylase and cellulase. In addition, the best performance for the degradation of xylanolytic compounds was revealed in the open area, inferring that the lack of vegetation cover and the low availability of soil nutrients influenced this enzymatic activity.

**Keywords:** vegetable cover; hydrolytic enzymes; ecosystem services; semiarid.

### 3.1 Introdução

A desertificação é um problema de dimensões globais que consiste na degradação em terras secas, resultante de fatores como antropização e variação climática (UNCCD, 2012). No Brasil, esse processo se restringe ao semiárido nordestino, onde 94% da área é considerada com moderada à alta suscetibilidade à desertificação (Vieira *et al.*, 2015). As regiões semiáridas apresentam características de ambientes áridos, como elevadas temperaturas e altas concentrações de salinidade, além de baixa disponibilidade de nutrientes e escassez de água (Divito; Sadras, 2014; Santos *et al.*, 2017).

Ambientes desérticos são típicos de ecossistemas hostis, cuja disponibilidade de água afeta diretamente os organismos (Vikram *et al.*, 2016). Além disso, apresentam condições adversas tais como aridez, intensa radiação ultravioleta e mudanças bruscas de temperatura entre a noite e o dia (Aszalós *et al.*, 2016). Assim sendo, micro-organismos xerofílicos, adaptados a elevadas temperaturas e altos níveis de radiação, são populações predominantes nesses ecossistemas, incluindo filos como *Proteobacteria*, *Bacteroidetes* e *Actinobacteria*, geralmente resistentes à radiação e dissecação (Vikram *et al.*, 2016; Li Chen *et al.*, 2017). Deste último filo pertencem as actinobactérias, micro-organismos abundantes em comunidades microbianas de desertos (Sun *et al.*, 2018).

Interações antagônicas entre actinobactérias e rizóbios podem impactar diretamente na fixação biológica de nitrogênio e foram descritas para a região

semiárida (Lima *et al.*, 2017; Cavalcante *et al.*, 2017). Entretanto, novos estudos apontam um papel relevante das actinobactérias nos serviços ecossistêmicos. Silva *et al.* (2019), por exemplo, destacaram a produção de enzimas que auxiliam na facilitação, processo ecológico que contribui direta e indiretamente na estruturação e funcionamento dos ecossistemas, de forma a garantir a existência da vida, bem como manter as atividades de produção no solo (Burkhard *et al.*, 2012).

Actinobactérias compreendem um grupo de bactérias Gram-positivas com elevada concentração de guanina e citosina no DNA e que abrange diversos gêneros, por sua ampla distribuição, visto que estão presentes em ambientes terrestres, marinhos, regiões de mangue e em condições extremófilas (Ballav *et al.*, 2016).

O solo constitui o hábitat principal desse grupo bacteriano, no qual são importantes componentes da comunidade microbiana, desempenhando funções como fixação de amônio, decomposição de tecido celular, e síntese do húmus (Bhatti *et al.*, 2017) e degradação de substratos ricos em fonte de carbono e de difícil decomposição, como amido e celulose (Tyc *et al.*, 2016; Bhatti *et al.*, 2017). Esses micro-organismos ainda produzem metabólitos secundários de importância econômica (Lamilla *et al.*, 2016), além de uma extensa gama de moléculas bioativas, tais como celulases (Saini *et al.*, 2015).

Entre esses metabólitos destaca-se a produção de xilanase, um complexo extracelular que ocorre em micro-organismos, responsável pela degradação da hemicelulose xilana (Vaijyanthi *et al.*, 2016). Essa enzima é aplicada na conversão da xilana na agricultura (Sipriyadi *et al.*, 2016), bem como na indústria de papel e celulose relacionada a outras enzimas como lacases, ocasionando uma considerável diminuição da carga de efluentes químicos liberados para o ambiente.

Já o amido é considerado um hidrato de carbono complexo formado por amilose e amilopectina (Singh; Rani, 2014). A amilase é uma enzima que hidroliza as moléculas de amido em polímeros que são constituídos de unidades de glicose, sendo extraída de vários micro-organismos, incluindo leveduras, bactérias, fungos e actinobactérias (Singh *et al.*, 2016), essa diversidade de organismos produtores de enzimas amilolíticas atesta a magnitude dessa fonte de carbono como recurso nutricional para diversos seres vivos que habitam o solo. A celulose, por sua vez, é um polissacarídeo complexo e um dos principais componentes da parede celular dos vegetais (Irfan *et al.*, 2012), degradada pela enzima celulase, e produzida por

microorganismos como actinobactérias (Silva *et al.*, 2015). Essa degradação produz compostos energéticos que desempenham importante função no ciclo do carbono e na energia da biosfera (Bettache *et al.*, 2018).

Por outro lado, a pectina, presente nas células vegetais e composta pela junção de diversos mono e polissacarídeos, forma uma bio-macromolécula extremamente complexa e de difícil decomposição na natureza (Jacob *et al.*, 2008), entretanto as pectinases são enzimas capazes de romper essas estruturas (Hugouvieux-Cotte-Pattat *et al.*, 2014). As pectinases são produzidas por diferentes organismos, tais como bactérias, fungos, plantas e insetos (Salehghamari *et al.*, 2019). As actinobactérias são degradadores ativos das substâncias pécticas presentes no ambiente, uma vez que as pectinases que esses micro-organismos produzem são estáveis e podem suportar uma faixa mais ampla de pH e temperatura (Kumar; Suneetha, 2015). Algumas dessas enzimas ocorrem nos tecidos vegetais e tem papel no desenvolvimento bioquímico e fisiológico das plantas (Ward *et al.*, 1989), além de auxiliarem na manutenção do equilíbrio ecológico decompondo e reciclando os resíduos vegetais.

Em ambientes áridos, a escassez de matéria orgânica e nitrogênio são fatores críticos, desse modo, a ciclagem dos compostos presentes no solo torna-se essencial para manutenção dos ciclos biogeoquímicos, bem como para a disponibilidade de nutrientes (Lemos; Megura, 2010). Desse modo, A existência de actinobactérias com capacidade de clivar polissacarídeos vegetais como xilana, amido, celulose e pectina que favoreçam a ciclagem de nutrientes, através da degradação de moléculas complexas, é fundamental para a manutenção dos componentes vivos deste ambiente. Afinal, o filo *actinobacteria* produz uma diversidade de enzimas como estratégia nutricional para a obtenção de fontes de carbono e nitrogênio (Korn-Wendisch *et al.*, 1992).

Diante do exposto, este trabalho teve como objetivo determinar o perfil enzimático para xilanase, amilase, celulase e pectinase em áreas com diferentes níveis de desertificação, a fim de investigar como esse processo influencia a variação enzimática da actinobiota.

### 3.2 Material E Métodos

#### 3.2.1 Área de estudo

As amostras de solo foram coletadas de áreas suscetíveis à desertificação com diferentes níveis de cobertura vegetal (área aberta, intermediária e conservada). Esse local representa uma mancha inserida na microrregião do Médio Jaguaribe e localizada entre os municípios de Jaguaribe, Jaguaretama e Morada Nova, Estado do Ceará, totalizando uma área de 3239.40 km<sup>2</sup>. O clima dessa região é caracterizado como Tropical Quente Semiárido (BSh, de acordo com KöppenGeiger Climate Classification), com precipitações médias de aproximadamente 800 mm, por ano. Apresenta um período seco frequentemente caracterizado pela falta de chuvas, temperaturas médias anuais entre 23 e 27 °C e insolação média de 2.800 h ano<sup>-1</sup> (Sudene, 2019). A localização de cada amostra, o nível de cobertura vegetal, bem como as coordenadas geográficas de cada ponto coletado (latitude a esquerda e longitude a direita), estão dispostos na tabela 1. Todas as amostras foram cedidas pelo projeto *Desert* (Evolução da perda de biodiversidade em áreas sob processos de degradação), chamada de Projetos MEC/MCTI/CAPES/CNPq/FAPs N° 03/2014.

Tabela 1: Localização, nível de cobertura vegetal e geographical coordenadas geográficas dos pontos coletados.

Localização	Cobertura vegetal	Ponto de coleta	Coordenadas geográficas	
Jaguaribe	Aberta	1	-38,7076	-5,861
Jaguaribe	Intermediária	1	-38,6888	-5,861
Jaguaribe	Conservada	1	-38,629	-5,861
Jaguaribe	Aberta	2	-38,7219	-5,861
Jaguaribe	Intermediária	2	-38,731	-5,861
Jaguaribe	Conservada	2	-38,642	-5,861
Jaguaretama	Aberta	3	-38,7423	-5,861
Jaguaretama	Intermediária	3	-38,7423	-5,861

Jaguaretama	Conservada	3	-38,82	-5,861
Morada Nova	Aberta	4	-38,5234	-5,861
Morada Nova	Intermediária	4	-38,5019	-5,861
Morada Nova	Conservada	4	-38,5031	-5,861

---

### 3.2.2 Caracterização química e condutividade elétrica do solo

A análise química e a condutividade elétrica do solo foram realizadas segundo Teixeira, Donagemma, Fontana e Teixeira (2017). Para a caracterização química, os atributos do solo avaliados foram: pH na água na proporção de 1: 2,5 (solo: água), disponibilidade de nitrogênio, carbono e matéria orgânica, utilizando o extrator Mehlich 1, análises por colorimetria e fotometria de chama, respectivamente. Já a condutividade elétrica do extrato de saturação do solo em água (CE), foi observada usando um medidor de condutividade, e equivalente de carbonato de cálcio. Para a conversão dos valores em decisiemens por metro (dS/m) foi adaptada a metodologia de Richards (1954).

### 3.2.3 Actinobacterias

Foram utilizadas 46 cepas isoladas do solo do Médio Jaguaribe, tendo como principal requisito a diversidade quanto ao aspecto cultural. As cepas foram previamente codificadas como "MJ", indicativo de Médio Jaguaribe, seguido pelo número (MJ01-MJ47). As cepas de actinobactérias foram: MJ-01, MJ-05, MJ-06, MJ09, MJ-10, MJ-11, MJ-12, MJ-13, MJ-14, MJ-15, MJ-29, MJ-30, MJ-31, MJ-32, MJ33, MJ-34, MJ-35, MJ-36 (área aberta), MJ-02, MJ-03, MJ-04, MJ-07, MJ-08, MJ-16, MJ-17, MJ-18, MJ-19, MJ-20, MJ-21, MJ-22, MJ-23, MJ-24 MJ-37, MJ-38, MJ-39 (área intermediária), MJ-25, MJ-26, MJ-27, MJ-40, MJ-41, MJ-42 MJ-43, MJ-44, MJ45, MJ-46 e MJ-47 (área conservada). Essas cepas são mantidas em tubos com meio caseína dextrose (CD), a 25°C no Laboratório de Microbiologia Ambiental (LAMAB) do Departamento de Biologia da Universidade Federal do Ceará, compondo a Coleção de Cultura de Actinobactérias do Semiárido.

### 3.2.4 Cultivo das cepas

As cepas selecionadas foram inoculadas em placas de Petri em meio CDA (Clark, 1965). O pH foi ajustado para 6,5 ~ 6.6. As cepas foram posteriormente inoculadas em caldo CD e incubadas a 28 °C em mesa agitadora a 150 rpm por 14 dias. As placas foram incubadas em B.O.D. a 28 °C por 14 dias.

### 3.2.5 Atividade enzimática

Verificou-se a avaliação da atividade enzimática com a utilização dos meios de cultivo Ágar-xilana (Kumar *et al.*, 2012), Ágar-celulose (Couri e Farias, 1995), Ágar-amido (Alariya *et al.*, 2013) e Ágar-pectina (Minotto *et al.*, 2014). As actinobactérias foram inoculadas nos respectivos meios de cultivo na forma de *spot* e colocadas em B.O.D. a 28°C durante 10 dias. Para revelação das atividades xilanolítica e celulolítica foram adicionados 10 mL de solução vermelho-congo em cada placa e, após 15 minutos o sobrenadante foi descartado e adicionados 10 mL de NaCl (2M) o qual depois de 30 minutos o excedente foi descartado e observado a presença de um halo de hidrólise ao redor da colônia e medido com o auxílio de um paquímetro digital, o tamanho do halo e da colônia. Para a avaliação da produção de amilase e pectinase foi adicionada em cada placa de Petri 10 mL de solução de lugol deixando-se agir durante 1 minuto e, a leitura foi feita também através da visualização do halo.

### 3.2.6 Determinação do perfil enzimático

Os índices enzimáticos (IE) da xilanase, celulase, amilase e pectinase foram obtidos a partir da relação entre o diâmetro do halo de hidrólise (Dh) e o diâmetro da colônia (Dc), utilizando-se a seguinte equação:  $IE = Dh/Dc$  (Florencio, Couri & Farinas, 2012).

### 3.2.7 Análise estatística

Todos os testes foram realizados em quadruplicata e feitos dois ensaios, totalizando oito repetições. A normalidade dos dados foi avaliada utilizando o teste de Shapiro-Wilk ( $p \leq 0,05$ ) e a homogeneidade da variância através do teste de Levene. Os dados sobre os efeitos das características do solo na atividade enzimática foram avaliados através do Coeficiente de Correlação de Pearson. Os dados das atividades celulolítica, amilolítica, xilanolítica e pectinolítica foram submetidos a uma análise



multivariada de variância (Manova), a  $p \leq 0,05$ , executada no Software SPSS (IBM Corp. Released 2011. IBM SPSS Statistics for Windows, Version 20.0. Armonk, NY: IBM Corp.).

### 3.3 Resultados

Uma vez testada à normalidade dos dados para a caracterização química do solo (Tabela 1), detectou-se um maior aporte de matéria orgânica (MO) na área conservada, onde há maior cobertura vegetal. O teor de N variou de 0.27 a 3.15 g kg<sup>-1</sup>, a MO alterou de 16 a 39.6 g kg<sup>-1</sup> e houve variação de CO de 9.28 a 28.19 g kg<sup>-1</sup> que diz respeito à Condutividade Elétrica (CE) (Tabela 1), é possível constatar que as mostras da área aberta podem ser classificadas como não-salinas enquanto que as amostras das áreas intermediárias e conservada foram identificadas como levemente salinas, baseado na classificação de Richards (1954).

Com relação ao pH, foi observada diferença, enquanto que a área aberta é fortemente ácida, a área intermediária moderadamente ácida e a área conservada praticamente neutra.

Table 2: Caracterização química e condutividade elétrica do solo coletado na Microrregião do Médio Jaguaribe, localizada nos municípios de Jaguaribe, Jaguaretama e Morada Nova-CE, nas áreas aberta, intermediária e conservada.

Amostras	N (g kg <sup>-1</sup> )	C (g kg <sup>-1</sup> )	Matéria Orgânica	Condutividade Elétrica	
				pH	Rating
Aberta 1	0,41	13,32	23,0	5,	0,704
				9	6
Aberta 2	0,41	9,28	16,0	4,	0,785
				4	9

Aberta 3	0,27	11,08	19,1	4,9	0,803	Não-salina
Aberta 4	0,83	10,99	19,0	4,7	0,9135	Não-salina
Intermediária 1	1,39	20,8	35,9	6,4	1,761	Não-salina
Intermediária 2	4,85	42,05	72,7	6,6	2,24	Levemente salina
Intermediária 3	0,83	16,6	28,7	6,1	1,005	Não-salina
Intermediária 4	1,38	25,09	43,4	5,3	2,04	Levemente salina
Conservada 1	1,53	10,18	17,6	7,4	3,03	Levemente salina
Conservada 2	3,15	28,19	48,7	6,5	1,208	Não-salina
Conservada 3	1,95	22,89	39,6	6,4	2,47	Levemente salina
Conservada 4	0,53	14,44	25,0	6,0	2,236	Levemente salina

### 3.3.1 Perfil enzimático

Segundo os dados analisados, houve uma correlação de Pearson significativa ( $p = 0,13$ ) entre a capacidade das actinobactérias para degradar celulose e os teores de matéria orgânica e carbono orgânico do solo, exibindo maiores valores nas áreas conservada e intermediária, uma vez que apresentaram maiores índices de MO e CO. Em contrapartida, essa enzima não expressou correlação significativa com o pH ou CE do solo. A atividade da enzima amilase pelos microrganismos, por sua vez, não foi

influenciada pelas características químicas do solo analisado. Já a expressão da xilanase foi afetada por todas as características do solo ( $p = 0,000$ ),  $r = -0,205$ ,  $r = -0,282$ ,  $r = -0,283$ ,  $r = -0,352$  e  $r = -0,329$  para nitrogênio, CO, MO, pH e CE respectivamente, sendo mais influenciada pelo pH e CE, mostrando que um aumento do pH e CE diminuiu a produção enzimática. Por outro lado o aumento da CE interferiu positivamente a produção da enzima pectinase (coeficiente de Pearson  $r = 0,140$ ,  $p = 0,007$ ), apresentando maiores valores na área conservada.

De acordo com a análise dos dados, ocorreu diferença significativa entre as produções enzimáticas ( $p = 0,000$ ). A enzima xilanase se destacou das outras apresentando maiores valores de IE (média = 3,64), seguido por pectinase (3,03), amilase (2,67) e celulase (1,88).

A expressão da enzima celulase entre as actinobactérias apresentou diferença significativa entre as três áreas estudadas ( $p = 0,000$ ), as áreas intermediária e conservada exibiram os maiores IE's , 2,42 e 2,18 respectivamente, enquanto que a área aberta os menores valores (1,55).

Ao analisar a figura 6, constata-se que a maior produção da enzima celulase ocorreu na área intermediária, onde 07 cepas das 17 testadas apresentaram a capacidade de degradar compostos celulolíticos com média de valores do Índice Enzimático igual a 2,18, destacando a cepa MJ 20 (*Streptomyces*) com IE de 3,12. Essa cepa se desenvolveu em todos os parâmetros testados para pH, salinidade e temperatura.

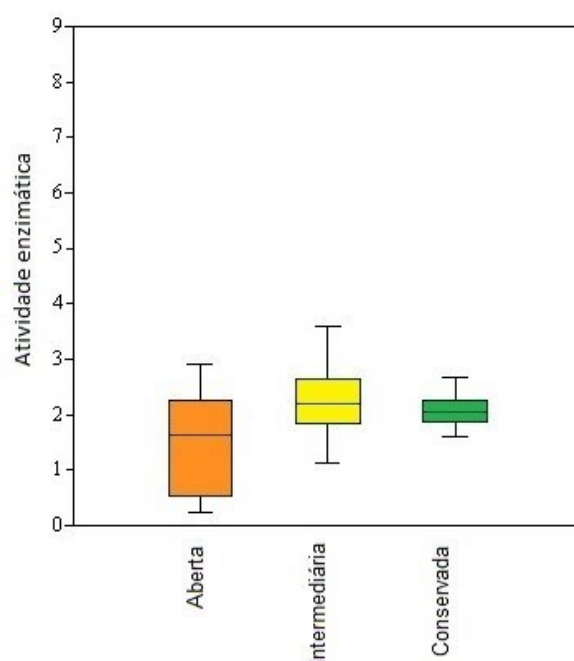


Figura 1: Atividade celulolítica de actinobactérias provenientes da microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.

As áreas aberta e conservada não apresentaram diferença estatística ( $p = 0,288$ ) entre si, porém foram maiores significativamente ( $p = 0,000$ ) dos valores de IE apresentados pelas cepas da área intermediária.

Averiguando a figura 7, verifica-se a maior produção de amilase na área aberta, onde 07 das 18 cepas testadas foram capazes de degradar compostos amilolíticos com média de valores do Índice Enzimático igual a 2,99, enfatizando a cepa MJ 29 com IE de 4,36. Essa cepa conseguiu se desenvolver nas faixas de pH ácida (4,0 e 5,0) e neutra (7,0), em todas as concentrações de NaCl utilizadas e a temperatura de até 45 °C, sendo classificada dentro do gênero *Nocardia*.

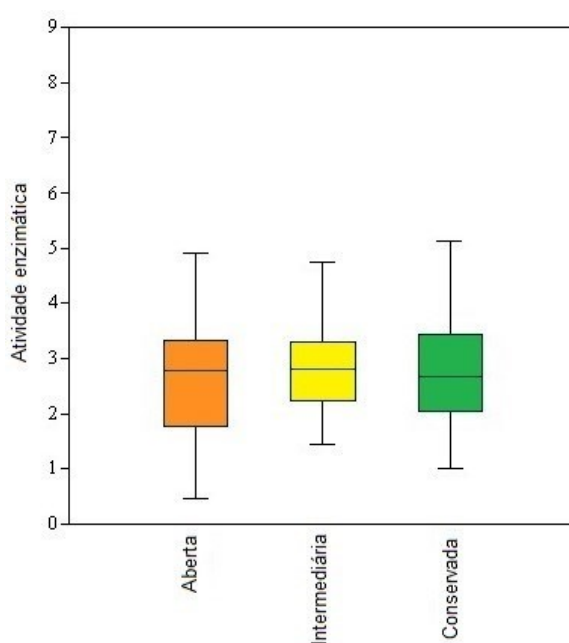


Figura 2: Atividade amilolítica de actinobactérias provenientes da microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.

A detecção da enzima xilanase não foi diferente significativamente entre as áreas ( $p = 0,444$ ). Ao observar a figura 8, percebe-se que a maior produção de xilanase encontra-se na área aberta, onde 07 das 18 cepas testadas apresentaram a capacidade de degradar compostos xilanolíticos com média de valores do Índice Enzimático igual a 4,31 evidenciando a cepa MJ 20 com o maior IE (6,93).

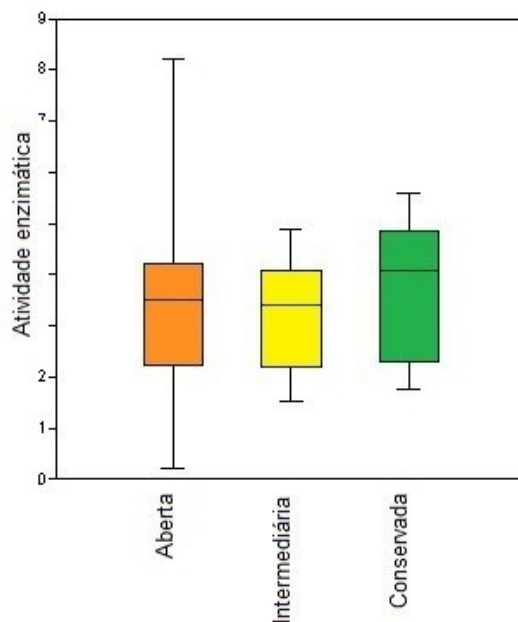


Figure 3: Atividade xilanólítica de actinobactérias provenientes da microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.

No que diz respeito a enzima pectinase não houve diferença significativa entre as áreas aberta e intermediária ( $p = 0,978$ ), já a área conservada se destacou estatisticamente ( $p = 0.000$ ) exibindo a maior produção enzimática (média de 4,03). Por outro lado, analisando a figura 15, constata-se que as maiores variações de IE's para a supracitada enzima ocorreu na área aberta, onde 09 cepas das 17 testadas apresentaram a capacidade de degradar compostos pectinolíticos destacando a cepa MJ 06 com IE de 5,37. Ressalta-se ainda que essa cepa se desenvolveu em todos os parâmetros testados para pH, salinidade e temperatura e foi classificada dentro do gênero *Actinomadura*.

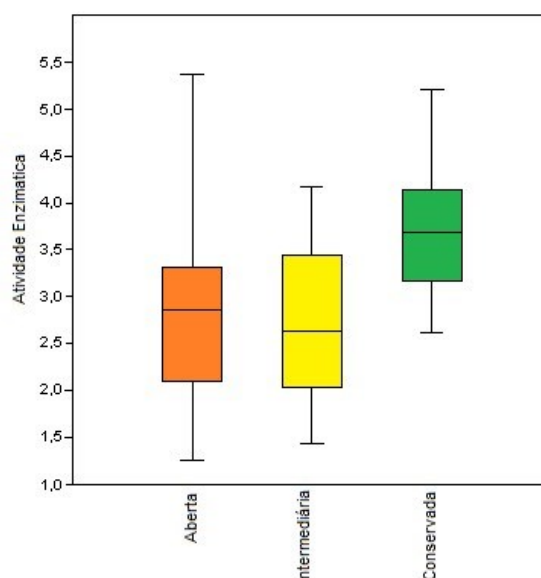


Figura 4: Atividade pectinolítica de actinobactérias da microrregião do Médio Jaguaribe nas áreas aberta, intermediária e conservada.

### 3.4 Discussão

Os resultados desse trabalho mostram que a atividade enzimática das actinobactérias está correlacionada com as características do solo, que são influenciadas pela cobertura vegetal. A ausência de vegetação afeta as características do solo, gerando estressores, como o pH do solo, que interferem na produção de enzimas microbianas. Essa atividade enzimática pode ser uma resposta das actinobactérias em relação à perda de vegetação, diminuição da MO e do pH do solo, indicada pelos altos índices apresentados nas áreas aberta e intermediária para as enzimas celulase, amilase e xilanase. Sobre esta última, pode-se dizer que actinobactérias de regiões mais salinas e ácidas, como é o caso de ambientes em desertificação, produzem essa enzima como um mecanismo adaptativo, visto que uma alta CE pode limitar a produtividade das culturas e atuar como uma restrição de rendimento (Zhang *et al.*, 2016). Já a expressão da enzima pectinase foi mais influenciada pela salinidade do solo, exibindo a maior produção na área conservada e, segundo Nithya *et al.*, 2017, actinobactérias isoladas de solo árido possuem potencial de produção enzimática fortemente influenciado pela variação de pH e temperatura.

Diante do exposto, é possível inferir que essas cepas estão adaptadas para solos do semiárido, que possuem características como amplitudes térmicas elevadas, pouca umidade e oligotróficos, diminuindo a disponibilidade de recursos e, afetando a diversidade do solo e a produção agrícola. Afinal, a área aberta apresentou a maior diversidade de gêneros, bem como valores extremos, mínimos e máximos, de IE's para as atividades amilolítica, xilanolítica e pectinolítica. Além disso, a diversidade funcional dos microrganismos do solo é fortemente afetada pela perturbação ou estresse do ecossistema, (Caldwell, 2005; Chroni *et al.*, 2009).

Pesquisas atuais com actinobactérias nativas do semiárido do Ceará (Brasil) constataram capacidade de síntese de enzimas extracelulares capazes de degradar substratos contendo celulose, amido e xilana (Silva *et al.*, 2015; Alves *et al.*, 2016; Lopes *et al.*, 2018; Sousa *et al.*, 2018; Silva *et al.*, 2019).

A capacidade de degradar celulose, o polissacarídeo mais abundante na biomassa vegetal, foi constatada por 52,17% das cepas avaliadas nesse trabalho. O maior IE obtido para a enzima celulase foi de 3,12 pela cepa MJ 20. Os valores aqui encontrados foram maiores ou similares aos relatos da região semiárida do Estado do Ceará. Em estudo realizado no Parque Nacional de Ubajara, a produção de celulase foi observada em 21 isolados de actinobactérias e apenas 03 tiveram IE superior a 2,0 (Silva *et al.*, 2015). Do mesmo modo, 30 cepas de um total de 39 testadas foram consideradas como produtoras de enzimas celulolíticas, com índice enzimático máximo de 3,3 ao serem avaliadas nessa mesma região (Alves *et al.*, 2016). Sakure *et al.* (2015) registraram positividade para essa enzima em 8 das 10 cepas estudadas, isoladas da região rizosférica de plantas medicinais, na Índia, destacando as cepas A3 e BF5 que foram classificadas dentro do gênero *Streptomyces* e se desenvolveram em concentrações de até 7,5% de NaCl, consolidando o resultado da cepa MJ 20 que também foi classificada dentro desse mesmo gênero e cresceu em todas as concentrações de salinidade testadas. Além disso, estudos com isolados de actinobactérias ao longo dos últimos 50 anos têm demonstrado a capacidade e eficiência do gênero *Streptomyces* quanto à produção de enzimas celulolíticas (Ishaque; Kluepfel, 1980; Thé Berge *et al.*, 1992; Ramirez; Coha, 2003; Arora *et al.*, 2005; Das *et al.*, 2007; El-Sersy *et al.*, 2010; Chu *et al.*, 2011).

A degradação do amido, a substância orgânica mais importante em termos de armazenamento de energia (Minotto *et al.*, 2014), foi observada por 60,86% dos

isolados cultivados no presente estudo, destacando a cepa MJ 29 que obteve IE de 4,36. A ocorrência de amilases em actinobactérias é comumente observada em gêneros como *Nocardia* e *Streptomyces* (Vigal *et al.*, 1991). Nossos resultados são semelhantes aos achados de Karanja *et al.* (2012) que observaram a degradação amilolítica com IE entre 3,4 e 5,2 para todas as espécies de *Streptomyces* isoladas de solos no Quênia. Na literatura relatos sobre amilases produzidas por actinobactérias em solos de deserto ainda são limitados, um dos estudos foi realizado por Ruchika (2016) que descreveu três actinobactérias produtoras de amilase, do solo do deserto de Thar, classificadas como *Streptomyces*. Na região semiárida do Ceará (Brasil), os autores Silva *et al.* (2015) e Alves *et al.* (2016) caracterizaram cepas em relação à produção dessa enzima. Lopes *et al.* (2018), ao avaliarem 58 cepas da Unidade de Conservação de Aiuaba, região semiárida, se depararam com apenas 02 cepas com IE superior a 3,0. Por outro lado, Alves *et al.* (2016), trabalhando com 39 cepas oriundas da região do Baixo Acaraú, Semiárido, encontraram produção de amilase em 36, obtendo IE de até 6,02. Nithya *et al.* (2018) examinando 23 cepas nativas de solo do deserto, obtiveram o melhor rendimento amilolítico em uma cepa identificada como *Streptomyces*, em faixas de pH e temperaturas semelhantes as utilizadas nessa pesquisa. Vale ressaltar que do total de 28 cepas capazes de sintetizar amilase nesse estudo, 19 foram classificadas dentro desse mesmo gênero.

A produção de xilanase é um fator importante na reciclagem de resíduos agrícolas, visto que é o segundo polissacarídeo natural mais abundante, normalmente encontrado na parede celular dos vegetais, entre a lignina e a celulose (Mohamed *et al.*, 2017).

A capacidade de decomposição de xilanases da cepa MJ 20 foi maior do que os resultados encontrados na literatura, Omar *et al.* (2017) por exemplo, isolando cepas de um manguezal, na Malásia, obtiveram um índice enzimático máximo de 3.35, já Sipriyadi *et al.* (2016) constataram produção de xilanase em actinobactérias isoladas do solo de uma floresta, na Indonésia, com um IE  $\leq$  3.25. Destaca-se ainda que a supracitada cepa pertence ao gênero *Streptomyces* e mostrou-se capaz de se desenvolver em faixas alcalinas de pH (9,0), temperaturas de até 45 °C e concentrações de até 3.5% de NaCl, assemelhando-se com o resultado de Sanjivkumar *et al.* (2018) que ao testarem uma cepa desse mesmo gênero quanto a



produção de xilanase, obtiveram o maior valor em condições de pH 8.0, 40 °C de temperatura e 1.5% de NaCl.

É interessante destacar esse resultado numa área em desertificação, visto que a baixa disponibilidade de nutrientes e as exigências metabólicas dos microorganismos estão diretamente relacionadas com a liberação de enzimas no solo. Autores como Caldwell, (2005) e Chroni *et al.* (2009) já reportaram que a capacidade das comunidades microbianas de manter a diversidade funcional por meio de perturbações, estresse ou sucessão pode ser mais importante para a produtividade do ecossistema do que a diversidade taxonômica. Isso reflete na atividade xilanolítica que foi fortemente influenciada pela privação de nutrientes na área aberta. Ramanjaneyulu *et al.* (2016), afirmaram que as características físicoquímicas do solo podem influenciar na produção de xilanase por micro-organismos como fungos, bactérias e actinobactérias. Em seu estudo tais autores verificaram a maior ocorrência desses organismos em um solo com pH 5,1, condizente com os resultados aqui encontrados, visto que a área aberta, onde todas as amostras de solo apresentaram acidez no pH, exibe uma maior concentração de organismos produtores da enzima xilanase.

As pectinases são enzimas líticas ativas no processo de compostagem, atuando na degradação de matéria orgânica, além de contribuírem para o ciclo natural do carbono (Pedrolli *et al.*, 2009; Wei *et al.*, 2000). Pesquisas sobre pectinases produzidas por actinobactérias têm sido documentadas ao redor do mundo. Em 2013, 10 cepas de *Streptomyces* isoladas da Índia foram consideradas como produtoras de pectinase (Arijit *et al.*, 2013); De um total de 95 isolados de actinobactérias analisados na Etiópia, 33 cepas obtiveram atividade pectinolítica (Oumer; Abate, 2018); Isolados de actinobactérias de um lago numa província do Irã, foram investigados em relação as suas pectinases e 15 cepas demonstraram essa atividade principalmente quando submetidas a altas temperaturas e uma ampla faixa de pH (Salehghamari *et al.*, 2019). Nesse estudo, 45,65% (21 isolados) das cepas investigadas demonstraram capacidade de degradar compostos pectinolíticos e a maior atividade enzimática ocorreu na área aberta, visto que a cepa MJ 06 obteve índice enzimático de 5,37. É importante destacar que nessa área as faixas de pH foram elevadas, bem como que a supracitada cepa se desenvolveu até a temperatura de 45 ° C e, segundo Kumar e Suneetha (2015) as pectinases produzidas por actinobactérias apresentam boa resistência a

altas temperaturas e pH extremo. Nossos resultados são mais expressivos do que alguns já documentados, Borah e Thakur (2020), por exemplo, verificaram a produção de pectinase em apenas 21,73% de um total de 46 cepas de actinobactérias endofíticas isoladas de uma região da Índia. Do mesmo modo, um estudo realizado na Amazônia mostrou que apenas uma cepa de actinobactéria produziu a enzima pectinase com IE de 2,2 (Oliveira *et al.*, 2017).

### 3.5 Conclusão

Em conclusão, as cepas de actinobactérias apresentaram potencial para a produção de celulases, amilases, xilanases e pectinases. A área aberta, por sua vez, apresentou maiores valores mínimos e máximos de IE's para as atividades amilolítica, xilanolítica e pectinolítica, revelando um melhor desempenho para a degradação de compostos xilanolíticos. Afinal, a enzima xilanase foi a mais frequente entre os representantes da actinobiota nas três áreas estudadas em relação às demais atividades enzimáticas, inferindo assim, que a falta de cobertura vegetal, a baixa disponibilidade de nutrientes e as características químicas do solo influenciaram essa atividade enzimática.

### REFERÊNCIAS

- ALARIYA, Shyam Sunder et al. Amylase activity of a starch degrading bacteria isolated from soil. **Archives of applied science Research**, v. 5, n. 1, p. 15-24, 2013.
- ALVES, Daislany et al. Produção de celulase e amilase por actinobactérias do semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 13, n. 24, 2016.
- ARIJIT, Das et al. Improved production and purification of pectinase from *Streptomyces* sp. GHBA10 isolated from Valapattanam mangrove habitat, Kerala, India. **International Research Journal of Biological Sciences**, v. 2, n. 3, p. 16-22, 2013.
- ARORA, Anju; NAIN, Lata; GUPTA, J. K. Solid-state fermentation of wood residues by *Streptomyces griseus* B1, a soil isolate, and solubilization of lignins. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 21, p. 303-308, 2005.
- ASZALÓS, Júlia Margit et al. Diversity of extremophilic bacteria in the sediment of high-altitude lakes located in the mountain desert of Ojos del Salado volcano, DryAndes. **Extremophiles**, v. 20, p. 603-620, 2016.

- BALLAV, Shuvankar et al. Halophilic and halotolerant actinomycetes from a marine saltern of Goa, India producing anti-bacterial metabolites. **Journal of bioscience and bioengineering**, v. 119, n. 3, p. 323-330, 2015.
- BETTACHE, A. et al. Lignocellulosic biomass and cellulolytic enzymes of actinobacteria. **SAJ Biotechnol**, v. 5, n. 1, p. 1-9, 2018.
- BORAH, Atlanta; THAKUR, Debajit. Phylogenetic and functional characterization of culturable endophytic actinobacteria associated with *Camellia* spp. for growth promotion in commercial tea cultivars. **Frontiers in Microbiology**, v. 11, p. 318, 2020.
- BURKHARD, Benjamin et al. Solutions for sustaining natural capital and ecosystem services. 2012.
- CALDWELL, Bruce A. Enzyme activities as a component of soil biodiversity: a review. **Pedobiologia**, v. 49, n. 6, p. 637-644, 2005.
- CAVALCANTE, Fernando; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Cláudia. Interações bióticas entre actinobactérias e rizóbios em solos da região semiárida brasileira. **Enciclopédia Biosfera**, v. 14, n. 26, 2017.
- CHRONI, Christina et al. Investigation of the microbial community structure and activity as indicators of compost stability and composting process evolution. **Bioresource technology**, v. 100, n. 15, p. 3745-3750, 2009.
- CHU, Feng-Jen et al. Hydrolysis of bamboo cellulose and cellulase characteristics by *Streptomyces griseoaurantiacus* ZQBC691. **Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers**, v. 43, n. 2, p. 220-225, 2012.
- COURI, Sonia; FARIAS, Antonio Xavier. Genetic manipulation of *Aspergillus niger* for increased synthesis of pectinolytic enzymes. **Rev. Microbiol**, p. 314-7, 1995.
- DAS, Sanit Kumar et al. Effect of nutrients and cellobiose octaacetate on cellulolytic enzyme productions by *Streptomyces albolongus*. **Bangladesh Journal of Microbiology**, v. 24, n. 1, p. 70-72, 2007.
- DE OLIVEIRA, Stherfanni Moura et al. Prospecção de enzimas de interesse industrial produzidas por actinobactéria isolado de solo rizosférico da Amazônia. **Scientia Plena**, v. 13, n. 3, 2017.

DIVITO, Guillermo A.; SADRAS, Victor O. How do phosphorus, potassium and sulphur affect plant growth and biological nitrogen fixation in crop and pasture legumes? A meta-analysis. **Field Crops Research**, v. 156, p. 161-171, 2014.

EL-SERSY, Nermeen A. et al. Optimization, economization and characterization of cellulase produced by marine *Streptomyces ruber*. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 38, p. 6355-6364, 2010.

FLORENCIO, Camila; COURI, Sonia; FARINAS, Cristiane Sanchez. Correlation between agar plate screening and solid-state fermentation for the prediction of cellulase production by *Trichoderma* strains. **Enzyme research**, v. 2012, 2012.

GUPTA, Vijaya et al. Production of thermo-alkali-stable laccase and xylanase by coculturing of *Bacillus* sp. and *B. halodurans* for biobleaching of kraft pulp and deinking of waste paper. **Bioprocess and biosystems engineering**, v. 38, p. 947-956, 2015.

HUGOUVIEUX-COTTE-PATTAT, Nicole; CONDEMINÉ, Guy; SHEVCHIK, Vladimir E. Bacterial pectate lyases, structural and functional diversity. **Environmental microbiology reports**, v. 6, n. 5, p. 427-440, 2014.

IRFAN, Muhammad et al. Isolation and screening of cellulolytic bacteria from soil and optimization of cellulase production and activity. **Turkish Journal of Biochemistry/Turk Biyokimya Dergisi**, v. 37, n. 3, 2012.

ISHAQUE, M.; KLUEPFEL, D. Cellulase complex of a mesophilic *Streptomyces* strain. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 26, n. 2, p. 183-189, 1980.

JACOB, Nicemol; POORNA, C. Asha; PREMA, P. Purification and partial characterization of polygalacturonase from *Streptomyces lydicus*. **Bioresource Technology**, v. 99, n. 14, p. 6697-6701, 2008.

KARANJA, E. N. et al. Optimization of growth conditions and characterization of enzymatic activity of selected novel *Streptomyces* species from Kenyan soils.

KORN-WENDISCH, F. et al. The family Streptomycetaceae. **The Prokaryotes.**, n.Ed. 2, p. 921-995, 1992.

KUMAR, Pachaiyappan Saravana et al. Antibacterial activity of some actinomycetes from Tamil Nadu, India. **Asian Pacific journal of tropical biomedicine**, v. 2, n. 12, p. 936-943, 2012.

KUMAR, Praveen; SUNEETHA, V. Pectinases from Actinomycetes: a thorough study. **International Journal of Chem Tech Research**, v. 8, n. 7, p. 345-350, 2015.

LAMILLA, Claudio et al. Bioprospecting for extracellular enzymes from culturable Actinobacteria from the South Shetland Islands, Antarctica. **Polar Biology**, v. 40, n. 3, p. 719-726, 2017.

LEMOS, J. R. et al. Floristic and phytogeography of the deciduous vegetation in "Estação Ecológica de Aiuaba", Ceará State, in the Northeast of Brazil. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 8, n. 1, p. 34-43, 2010.

LIMA, José Vinícius Leite et al. Characterization of actinobacteria from the semiarid region, and their antagonistic effect on strains of rhizobia. 2017.

LOPES, Jessica et al. Produção de enzimas hidrolíticas extracelulares por actinobactérias oriundas do solo e serrapilheira de região semiárida. **Enciclopédia Biosfera**, v. 15, n. 27, 2018.

MABROUK, M. I.; SALEH, N. M. Molecular identification and characterization of antimicrobial active actinomycetes strains from some Egyptian soils. **DNA**, v. 11, p. 12, 2014.

MINOTTO, Elisandra et al. Enzyme characterization of endophytic actinobacteria isolated from tomato plants. **Journal of Advanced Scientific Research**, v. 5, n. 02, p. 16-23, 2014.

MOHAMED, Akram H. et al. Production of cellulase, exoglucanase and xylanase by different microorganisms cultivated on agricultural wastes. **Research Journal of Pharmaceutical Biological and Chemical Sciences**, v. 8, n. 4, p. 435-452, 2017.

NITHYA, Krishnasamy et al. Purification, characterization, and statistical optimization of a thermostable  $\alpha$ -amylase from desert actinobacterium *Streptomyces fragilis* DA7-7. **3 Biotech**, v. 7, p. 1-13, 2017.

OLIVEIRA, Ana Paula et al. Importância das actinobactérias em processos ecológicos, industriais e econômicos. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 18, 2014.

OMAR, Suhaila Mohd et al. *Verrucosipora* sp. K2-04, potential xylanase producer from Kuantan Mangrove Forest sediment. **International Journal of Food Engineering**, v. 3, n. 2, p. 165-168, 2017.

- OUMER, Oliyad Jeilu et al. Comparative studies of pectinase production by *Bacillus subtilis* strain Btk 27 in submerged and solid-state fermentations. **BioMed Research International**, v. 2018, 2018.
- PEDROLLI, Danielle Biscaro et al. Pectin and pectinases: production, characterization and industrial application of microbial pectinolytic enzymes. **Open Biotechnology Journal**, p. 9-18, 2009.
- R CORE TEAM, R. et al. R: A language and environment for statistical computing. 2013.
- RAMANJANEYULU, G. et al. Xylanase-producing microflora in eastern ghats of andhra pradesh, India. **Journal of forestry research**, v. 28, p. 291-298, 2017.
- RAMÍREZ, Pablo; COHA, Juana María. Degradación enzimática de celulosa por actinomicetos termófilos: aislamiento, caracterización y determinación de la actividad celulolítica. **Revista peruana de biología**, v. 10, n. 1, p. 67-77, 2003.
- RUCHIKA, S. Isolation and characterization of thermophilic actinomycetes with extracellular enzyme and bio-surfactant production potential from Thar desert, India. **Int J Microbiol Res**, v. 8, p. 743-746, 2016.
- SACCÁ, Maria Ludovica et al. Ecosystem services provided by soil microorganisms. In: **Soil biological communities and ecosystem resilience**. Springer International Publishing, 2017. p. 9-24.
- SAINI, Anita et al. Actinomycetes: a source of lignocellulolytic enzymes. **Enzyme research**, v. 2015, 2015.
- SALEHGHAMARI, Ensieh et al. Pectinase enzyme from *Streptomyces coelicoflavus* GIAL86 isolated from Meyghan Salt Lake, Arak, Iran. **International Journal of Aquatic Biology**, v. 7, n. 2, p. 106-111, 2019.
- SANJIVKUMAR, Muthusamy et al. Biosynthesis, purification and characterization of  $\beta$ -1, 4-xylanase from a novel mangrove associated actinobacterium *Streptomyces olivaceus* (MSU3) and its applications. **Protein Expression and Purification**, v. 130, p. 1-12, 2017.
- SANTOS, CLAUDIANA M. et al. Photosynthetic capacity and water use efficiency in *Ricinus communis* (L.) under drought stress in semi-humid and semi-arid areas. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, p. 3015-3029, 2017.

- SHIVLATA, L.; SATYANARAYANA, Tulasi. Thermophilic and alkaliphilic Actinobacteria: biology and potential applications. **Frontiers in microbiology**, v. 6, p. 1014, 2015.
- SILVA, V. M. A. et al. Effect of irrigation and type of cultivation on richness and diversity of chromogenic actinobacteria of soil from Ceará semiarid region. **Encicl. Biosf**, v. 11, p. 2965-2979, 2015.
- SILVA, Valéria Maria Araujo et al. Cross-feeding among soil bacterial populations: selection and characterization of potential bio-inoculants. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 5, p. 23, 2019.
- SILVA, Valéria Maria; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Claudia. Atividade celulolítica de actinobactérias de região semiárida do Ceará. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 21, 2015.
- SINGH, Padma; RANI, Anchal. Isolation and partial characterization of amylase producing Bacillus sp. from Soil. **International Journal of PharmTech Research**, v. 6, n. 7, p. 2064-2069, 2014.
- SINGH, Ravindra Nath et al. Production, purification and characterization of thermostable  $\alpha$ -amylase from soil isolate Bacillus sp. strain B-10. **Journal of BioScience & Biotechnology**, v. 5, n. 1, 2016.
- SIPRIYADI, Sipriyadi et al. Exploration of Potential Actinomycetes from CIFOR Forest Origin as Antimicrobial, Antifungus, and Producing Extracellular Xylanase. **Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education**, v. 8, n. 1, p. 96104, 2016.
- SOUSA, Juliani et al. EFEITO DA ANTROPIZAÇÃO SOBRE A PRODUÇÃO DA ENZIMA XILANASE EM ACTINOBATÉRIAS. **Enciclopédia Biosfera**, v. 15, n. 28, 2018.
- SUN, Hong-Min et al. Ubiquity, diversity and physiological characteristics of Geodermatophilaceae in Shapotou National desert ecological reserve. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, p. 1059, 2015.

SUNITA, Sakure et al. Isolation and characterization of Actinomycetes from rhizosphere soil of different plants for antiphytopathogenic activity and stress tolerance. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 4, n. Special Issue 2, p. 379-387, 2015.

TEIXEIRA, P. C. et al. Manual de métodos de análise de solo. 3ª edição revista e atualizada. **Brasília, DF: EMBRAPA. 573p**, 2017.

THÉBERGE, MICHELE et al. Purification and characterization of an endoglucanase from *Streptomyces lividans* 66 and DNA sequence of the gene. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 58, n. 3, p. 815-820, 1992.

VAIJAYANTHI, Govindharaj; VIJAYAKUMAR, Ramasamy; DHANASEKARAN, Dharmadurai. Actinobacteria—a biofactory of novel enzymes. **Actinobacteriabasics and biotechnological applications. InTechOpen, London**, p. 329-352, 2016.

VIEIRA, RM da Silva Pinto et al. Identifying areas susceptible to desertification in the Brazilian northeast. **Solid Earth**, v. 6, n. 1, p. 347-360, 2015.

VIGAL, Tomás et al. Cloning, characterization and expression of an  $\alpha$ -amylase gene from *Streptomyces griseus* IMRU3570. **Molecular and General Genetics MGG**, v.225, p. 278-288, 1991.

VIKRAM, Surendra et al. Metagenomic analysis provides insights into functional capacity in a hyperarid desert soil niche community. **Environmental microbiology**, v. 18, n. 6, p. 1875-1888, 2016.

WARD, Owen P.; MOO-YOUNG, M.; VENKAT, K. Enzymatic degradation of cell wall and related plant polysaccharides. **Critical reviews in biotechnology**, v. 8, n. 4, p. 237-274, 1989.

WEI, Yuan-Song et al. Composting and compost application in China. **Resources, Conservation and Recycling**, v. 30, n. 4, p. 277-300, 2000.

XAVIER, Francisco Alisson da Silva et al. Microbial biomass and light organic matter in soils under organic and conventional systems in the Chapada da Ibiapaba-CE, Brazil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, p. 247-258, 2006.



ZHANG, Yunhe; IDOWU, Omololu John; BREWER, Catherine E. Using agricultural residue biochar to improve soil quality of desert soils. **Agriculture**, v. 6, n. 1, p. 10, 2016.

## REFERÊNCIAS

- ALARIYA, Shyam Sunder et al. Amylase activity of a starch degrading bacteria isolated from soil. **Archives of applied science Research**, v. 5, n. 1, p. 15-24, 2013.
- ALVES, Daislany et al. Produção de celulase e amilase por actinobactérias do semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 13, n. 24, 2016.
- ANANDAN, Ranjani; DHARUMADURAI, Dhanasekaran; MANOGARAN, Gopinath Ponnusamy. An introduction to actinobacteria. In: **Actinobacteria-basics and biotechnological applications**. IntechOpen, 2016
- ARIFUZZAMAN, M.; KHATUN, M. R.; RAHMAN, Hamidur. Isolation and screening of actinomycetes from Sundarbans soil for antibacterial activity. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 29, p. 4615-4619, 2010.
- ARIJIT, Das et al. Improved production and purification of pectinase from *Streptomyces* sp. GHBA10 isolated from Valapattanam mangrove habitat, Kerala, India. **International Research Journal of Biological Sciences**, v. 2, n. 3, p. 16-22, 2013.
- ARORA, Anju; NAIN, Lata; GUPTA, J. K. Solid-state fermentation of wood residues by *Streptomyces griseus* B1, a soil isolate, and solubilization of lignins. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 21, p. 303-308, 2005.
- ASZALÓS, Júlia Margit et al. Diversity of extremophilic bacteria in the sediment of high-altitude lakes located in the mountain desert of Ojos del Salado volcano, DryAndes. **Extremophiles**, v. 20, p. 603-620, 2016.
- AZUA-BUSTOS, Armando et al. Biotechnological applications derived from microorganisms of the Atacama Desert. **BioMed research international**, v. 2014, 2014.
- BALLAV, Shuvankar et al. Halophilic and halotolerant actinomycetes from a marine saltern of Goa, India producing anti-bacterial metabolites. **Journal of bioscience and bioengineering**, v. 119, n. 3, p. 323-330, 2015.
- BARKA, Essaid Ait et al. Taxonomy, physiology, and natural products of Actinobacteria. **Microbiology and molecular biology reviews**, v. 80, n. 1, p. 1-43, 2016.
- BARROS, Vanessa Dina Cavalcante et al. Biodiversidade rizobiana em função de solo e clima no semiárido pernambucano. **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 24, n. 1, 2019.
- BETTACHE, A. et al. Lignocellulosic biomass and cellulolytic enzymes of actinobacteria. **SAJ Biotechnol**, v. 5, n. 1, p. 1-9, 2018.
- BHATTI, Asma Absar; HAQ, Shamsul; BHAT, Rouf Ahmad. Actinomycetes benefaction role in soil and plant health. **Microbial pathogenesis**, v. 111, p. 458467, 2017.

BISPO, Aline Simões da Rocha. Bioprospecção de actinomicetos isolados de solos no Estado da Bahia e seu potencial biotecnológico na produção de enzimas lignocelulolíticas. 2010.

BORAH, Atlanta; THAKUR, Debajit. Phylogenetic and functional characterization of culturable endophytic actinobacteria associated with *Camellia* spp. for growth promotion in commercial tea cultivars. **Frontiers in Microbiology**, v. 11, p. 318, 2020.

BREZA-BORUTA, Barbara; LEMANOWICZ, Joanna; BARTKOWIAK, Agata. Variation in biological and physicochemical parameters of the soil affected by uncontrolled landfill sites. **Environmental Earth Sciences**, v. 75, p. 1-13, 2016.

BRITO, F. A. E. et al. Actinobacteria from rizospheric soil in the caatinga biome. **Encicl. Biosf**, v. 11, p. 1992-2004, 2015.

BURKHARD, Benjamin et al. **Solutions for sustaining natural capital and ecosystem services**. 2012.

CALDWELL, Bruce A. Enzyme activities as a component of soil biodiversity: a review. **Pedobiologia**, v. 49, n. 6, p. 637-644, 2005.

CARDINALE, Massimiliano et al. Rehabilitation of Mediterranean anthropogenic soils using symbiotic wild legume shrubs: plant establishment and impact on the soil bacterial community structure. **Applied Soil Ecology**, v. 46, n. 1, p. 1-8, 2010.

CAVALCANTE, Fernando; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Cláudia. Interações bióticas entre actinobactérias e rizóbios em solos da região semiárida brasileira. **Enciclopédia Biosfera**, v. 14, n. 26, 2017

CHRONI, Christina et al. Investigation of the microbial community structure and activity as indicators of compost stability and composting process evolution. **Bioresource technology**, v. 100, n. 15, p. 3745-3750, 2009.

CHU, Feng-Jen et al. Hydrolysis of bamboo cellulose and cellulase characteristics by *Streptomyces griseoaurantiacus* ZQBC691. **Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers**, v. 43, n. 2, p. 220-225, 2012.

CONNELL, Joseph H. Diversity in tropical rain forests and coral reefs. In: **Foundations of Ecology II**. University of Chicago Press, 2022. p. 114-122.

COURI, Sonia; FARIAS, Antonio Xavier. Genetic manipulation of *Aspergillus niger* for increased synthesis of pectinolytic enzymes. **Rev. Microbiol**, p. 314-7, 1995.

DAS, Sanit Kumar et al. Effect of nutrients and cellobiose octaacetate on cellulolytic enzyme productions by *Streptomyces albolongus*. **Bangladesh Journal of Microbiology**, v. 24, n. 1, p. 70-72, 2007.

DE CARVALHO ARAÚJO, Felipe; DOS SANTOS, Rubens Manoel; COELHO, Polyanne Aparecida. O papel do distúrbio na regeneração natural dos ecossistemas florestais. **Revista de Ciências Agroambientais**, v. 14, n. 1, 2016.

DE OLIVEIRA, Stherfanni Moura et al. Prospecção de enzimas de interesse industrial produzidas por actinobactéria isolado de solo rizosférico da Amazônia. **Scientia Plena**, v. 13, n. 3, 2017.

DHARMARAJ, Selvakumar. Marine Streptomyces as a novel source of bioactive substances. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 26, p. 21232139, 2010.

DING, Dong et al. Culturable actinomycetes from desert ecosystem in northeast of Qinghai-Tibet Plateau. **Annals of Microbiology**, v. 63, n. 1, p. 259-266, 2013.

DIVITO, Guillermo A.; SADRAS, Victor O. How do phosphorus, potassium and sulphur affect plant growth and biological nitrogen fixation in crop and pasture legumes? A meta-analysis. **Field Crops Research**, v. 156, p. 161-171, 2014.

EL-SERSY, Nermeen A. et al. Optimization, economization and characterization of cellulase produced by marine Streptomyces ruber. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 38, p. 6355-6364, 2010.

EMBLEY, T. M.; STACKEBRANDT, E. The molecular phylogeny and systematics of the actinomycetes. **Annual review of microbiology**, v. 48, n. 1, p. 257-289, 1994.

FLORENCIO, Camila; COURI, Sonia; FARINAS, Cristiane Sanchez. Correlation between agar plate screening and solid-state fermentation for the prediction of cellulase production by Trichoderma strains. **Enzyme research**, v. 2012, 2012.

FYANS, Joanna K.; BOWN, Luke; BIGNELL, Dawn RD. Isolation and characterization of plant-pathogenic Streptomyces species associated with common scab-infected potato tubers in Newfoundland. **Phytopathology**, v. 106, n. 2, p. 123131, 2016.

GIAL86 isolated from Meyghan Salt Lake, Arak, Iran. **International Journal of Aquatic Biology**, v. 7, n. 2, p. 106-111, 2019.

GOPINATH, B. Venkata; CHARYA, MA Singara. Characterization of antibacterial compounds produced by the actinomycetes using NMR spectral analysis. **International Journal of Pharma Sciences and Research (IJPSR)**, v. 4, n. 2, p. 25-35, 2013.

GORLACH-LIRA, Krystyna; COUTINHO, Henrique DM. Population dynamics and extracellular enzymes activity of mesophilic and thermophilic bacteria isolated from semi-arid soil of northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 38, p.

GUPTA, Vijaya et al. Production of thermo-alkali-stable laccase and xylanase by coculturing of Bacillus sp. and B. halodurans for biobleaching of kraft pulp and deinking of waste paper. **Bioprocess and biosystems engineering**, v. 38, p. 947-956, 2015.

HAWKES, C. V.; FLECHTNER, V. R. Biological soil crusts in a xeric Florida shrubland: composition, abundance, and spatial heterogeneity of crusts with different disturbance histories. **Microbial Ecology**, p. 1-12, 2002.

HOU, Bao Chao et al. Rhizobial resource associated with epidemic legumes in Tibet. **Microbial ecology**, v. 57, p. 69-81, 2009.

HUGOUVIEUX-COTTE-PATTAT, Nicole; CONDEMINÉ, Guy; SHEVCHIK, Vladimir

HUGOUVIEUX-COTTE-PATTAT, Nicole; CONDEMINÉ, Guy; SHEVCHIK, Vladimir

In: **Foundations of Ecology II**. University of Chicago Press, 2022. p. 114-122.

IRFAN, Muhammad et al. Isolation and screening of cellulolytic bacteria from soil and optimization of cellulase production and activity. **Turkish Journal of Biochemistry/Turk Biyokimya Dergisi**, v. 37, n. 3, 2012.

IRFAN, Muhammad et al. Isolation and screening of cellulolytic bacteria from soil and optimization of cellulase production and activity. **Turkish Journal of Biochemistry/Turk Biyokimya Dergisi**, v. 37, n. 3, 2012.

ISHAQUE, M.; KLUEPFEL, D. Cellulase complex of a mesophilic *Streptomyces* strain. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 26, n. 2, p. 183-189, 1980.

JACOB, Nicemol; POORNA, C. Asha; PREMA, P. Purification and partial characterization of polygalacturonase from *Streptomyces lydicus*. **Bioresource Technology**, v. 99, n. 14, p. 6697-6701, 2008.

KARANJA, E. N. et al. Optimization of growth conditions and characterization of enzymatic activity of selected novel *Streptomyces* species from Kenyan soils.

KERN, M. E.; BLEVINS, K. S. *Micologia Médica—Texto e Atlas 2ª. Edição. Editora Premier*, 1999.

KISHORE, Priyanka. **Isolation, characterization and identification of Actinobacteria of Mangrove ecosystem, Bhitarkanika, Odisha**. 2011. Tese de Doutorado.

KNÁB, Mónica et al. Bacterial diversity in soils of different Hungarian karst areas. **Acta microbiologica et immunologica Hungarica**, v. 65, n. 4, p. 439-458, 2018.

KORN-WENDISCH, F. et al. The family Streptomycetaceae. **The Prokaryotes.**, n.Ed. 2, p. 921-995, 1992.

KUMAR, Pachaiyappan Saravana et al. Antibacterial activity of some actinomycetes from Tamil Nadu, India. **Asian Pacific journal of tropical biomedicine**, v. 2, n. 12, p. 936-943, 2012.

KUMAR, Praveen; SUNEETHA, V. Pectinases from Actinomycetes: a thorough study. **International Journal of Chem Tech Research**, v. 8, n. 7, p. 345-350, 2015.

KUO, V. et al. Whole-genome sequence of the soil bacterium *Micrococcus* sp. KBS0714. **Genome Announcements**, v. 5, n. 32, p. 10.1128/genomea.00697-17, 2017.

KURAPOVA, A. I. et al. Thermotolerant and thermophilic actinomycetes from soils of Mongolia desert steppe zone. **Microbiology**, v. 81, p. 98-108, 2012.

LAMILLA, Claudio et al. Bioprospecting for extracellular enzymes from culturable Actinobacteria from the South Shetland Islands, Antarctica. **Polar Biology**, v. 40, n. 3, p. 719-726, 2017.

LEMOS, Jesus Rodrigues; MEGURO, Marico. Florística e fitogeografia da vegetação decidual da Estação Ecológica de Aiuaba, Ceará, Nordeste do Brasil. **Revista brasileira de Biociências**, v. 8, n. 1, 2010.

LI, Feijie et al. Change of Soil Bacteria Diversity between Desertification and Restoration. **Journal of Pharmacy and Biological Sciences**, v.12, n.1, p.74-87, 2017.

LI, Qinyuan et al. Morphological identification of actinobacteria. **Actinobacteriabasics and biotechnological applications**, p. 59-86, 2016.

LIMA, José Vinícius Leite et al. Characterization of actinobacteria from the semiarid region, and their antagonistic effect on strains of rhizobia. 2017.

LIU, Xiao et al. Community structure and elevational distribution pattern of soil Actinobacteria in alpine grasslands. **Acta Ecologica Sinica**, v. 37, n. 4, p. 213-218, 2017.

LOPES, Jessica et al. Produção de enzimas hidrolíticas extracelulares por actinobactérias oriundas do solo e serrapilheira de região semiárida. **Enciclopédia Biosfera**, v. 15, n. 27, 2018.

MABROUK, M. I.; SALEH, N. M. Molecular identification and characterization of antimicrobial active actinomycetes strains from some Egyptian soils. **DNA**, v. 11, p.

MARTINS, Claudia et al. Comunidade microbiana cultivável do solo rizosférico de leguminosas no semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 19, 2014a.

MARTINS, Suzana Cláudia et al. Efeito do pousio na recuperação de um solo sob caatinga no semiárido brasileiro. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 19, 2014b.

MEDEIROS, Salomão de Sousa et al. **Sinopse do censo demográfico para o semiárido brasileiro**. Instituto Nacional de Seminário (INSA), 2012.

MINOTTO, Elisandra et al. Enzyme characterization of endophytic actinobacteria isolated from tomato plants. **Journal of Advanced Scientific Research**, v. 5, n. 02, p. 16-23, 2014.

MOHAMED, Akram H. et al. Production of cellulase, exoglucanase and xylanase by different microorganisms cultivated on agricultural wastes. **Research Journal of Pharmaceutical Biological and Chemical Sciences**, v. 8, n. 4, p. 435-452, 2017.

MOHANTA, Yugal Kishore. Isolation of cellulose-degrading actinomycetes and evaluation of their cellulolytic potential. **Bioengineering and Bioscience**, v. 2, n. 1, p. 1-5, 2014.

NITHYA, Krishnasamy et al. Purification, characterization, and statistical optimization of a thermostable  $\alpha$ -amylase from desert actinobacterium *Streptomyces fragilis* DA7-7. **3 Biotech**, v. 7, p. 1-13, 2017.

OLIVEIRA, Ana Paula et al. Importância das actinobactérias em processos ecológicos, industriais e econômicos. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 18, 2014.

OMAR, Suhaila Mohd et al. *Verrucospora* sp. K2-04, potential xylanase producer from Kuantan Mangrove Forest sediment. **International Journal of Food Engineering**, v. 3, n. 2, p. 165-168, 2017.

OUMER, Oliyad Jeilu et al. Comparative studies of pectinase production by *Bacillus subtilis* strain Btk 27 in submerged and solid-state fermentations. **BioMed Research International**, v. 2018, 2018.

PEDROLLI, Danielle Biscaro et al. Pectin and pectinases: production, characterization and industrial application of microbial pectinolytic enzymes. **Open Biotechnology Journal**, p. 9-18, 2009.

R CORE TEAM, R. et al. R: A language and environment for statistical computing.

RAMANJANEYULU, G. et al. Xylanase-producing microflora in eastern ghats of andhra pradesh, India. **Journal of forestry research**, v. 28, p. 291-298, 2017.

RAMÍREZ, Pablo; COHA, Juana María. Degradación enzimática de celulosa por actinomicetos termófilos: aislamiento, caracterización y determinación de la actividad celulolítica. **Revista peruana de biología**, v. 10, n. 1, p. 67-77, 2003.

RAMOS, Karoline et al. Caracterização e diversidade cromogênica de actinobactérias de um nicho microbiano preservado no bioma Caatinga. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 21, 2015.

RUCHIKA, S. Isolation and characterization of thermophilic actinomycetes with extracellular enzyme and bio-surfactant production potential from Thar desert, India. **Int J Microbiol Res**, v. 8, p. 743-746, 2016.

SACCÁ, Maria Ludovica et al. Ecosystem services provided by soil microorganisms. In: **Soil biological communities and ecosystem resilience**. Springer International Publishing, 2017. p. 9-24.

SAINI, Anita et al. Actinomycetes: a source of lignocellulolytic enzymes. **Enzyme research**, v. 2015, 2015.

SALEHGHAMARI, Ensieh et al. Pectinase enzyme from *Streptomyces coelicoflavus* GIAL86 isolated from Meyghan Salt Lake, Arak, Iran. **International Journal of Aquatic Biology**, v. 7, n. 2, p. 106-111, 2019.

SANJIVKUMAR, Muthusamy et al. Biosynthesis, purification and characterization of  $\beta$ -1, 4-xylanase from a novel mangrove associated actinobacterium *Streptomyces olivaceus* (MSU3) and its applications. **Protein Expression and Purification**, v. 130, p. 1-12, 2017.

SANTOS, CLAUDIANA M. et al. Photosynthetic capacity and water use efficiency in *Ricinus communis* (L.) under drought stress in semi-humid and semi-arid areas. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, p. 3015-3029, 2017.

SCOTT, Jarrod J. et al. Microbial community structure of leaf-cutter ant fungus gardens and refuse dumps. **PloS one**, v. 5, n. 3, p. e9922, 2010.

SHARMA, Mukesh; DANGI, Pinki; CHOUDHARY, Meenakshi. Actinomycetes: source, identification, and their applications. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 3, n. 2, p. 801-832, 2014.

SHIVLATA, L.; SATYANARAYANA, Tulasi. Thermophilic and alkaliphilic Actinobacteria: biology and potential applications. **Frontiers in microbiology**, v. 6, p.1014, 2015.

SILVA, Maria Jamili et al. Diversidade de cepas de actinobactérias da RPPN “Fazenda Não me Deixes”-Quixadá (CE). **Enciclopédia Biosfera**, v. 16, n. 29, 2019.

SILVA, V. M. A. et al. Effect of irrigation and type of cultivation on richness and diversity of chromogenic actinobacteria of soil from ceará semiarid region. **Encicl. Biosf**, v. 11, p. 2965-2979, 2015.

SILVA, Valéria Maria Araujo et al. Cross-feeding among soil bacterial populations: selection and characterization of potential bio-inoculants. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 5, p. 23, 2019.

SILVA, Valéria Maria; MARTINS, Claudia; MARTINS, Suzana Claudia. Atividade celulolítica de actinobactérias de região semiárida do Ceará. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 21, 2015.

SINGH, Ravindra Nath et al. Production, purification and characterization of thermostable  $\alpha$ -amylase from soil isolate *Bacillus* sp. strain B-10. **Journal of BioScience & Biotechnology**, v. 5, n. 1, 2016.

SIPRIYADI, Sipriyadi et al. Exploration of Potential Actinomycetes from CIFOR Forest Origin as Antimicrobial, Antifungus, and Producing Extracellular Xylanase. **Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education**, v. 8, n. 1, p. 96104, 2016

SOUSA, Juliani et al. EFEITO DA ANTROPIZAÇÃO SOBRE A PRODUÇÃO DA ENZIMA XILANASE EM ACTINOBATÉRIAS. **Enciclopédia Biosfera**, v. 15, n. 28, 2018.

SUN, Hong-Min et al. Ubiquity, diversity and physiological characteristics of Geodermatophilaceae in Shapotou National desert ecological reserve. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, p. 1059, 2015.

SUNITA, Sakure et al. Isolation and characterization of Actinomycetes from rhizosphere soil of different plants for antiphytopathogenic activity and stress tolerance. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 4, n. Special Issue 2, p. 379-387, 2015.



TEIXEIRA, P. C. et al. Manual de métodos de análise de solo. 3ª edição revista e atualizada. **Brasília, DF: EMBRAPA. 573p**, 2017.

TESEO, Serafino et al. The scent of symbiosis: gut bacteria may affect social interactions in leaf-cutting ants. **Animal Behaviour**, v. 150, p. 239-254, 2019.

THÉBERGE, MICHELE et al. Purification and characterization of an endoglucanase from *Streptomyces lividans* 66 and DNA sequence of the gene. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 58, n. 3, p. 815-820, 1992.

TIWARI, Deepika et al. Potential of actinomycetes as bioremediating and biocontrolling agents. **International Journal of Biomedical Engineering**, v. 3, n. 2, p. 25-37, 2018.

VAIJAYANTHI, Govindharaj; VIJAYAKUMAR, Ramasamy; DHANASEKARAN, Dharmadurai. Actinobacteria—a biofactory of novel enzymes. **Actinobacteriabasics and biotechnological applications. InTechOpen, London**, p. 329-352, 2016.

VENTURA, Marco et al. Genomics of Actinobacteria: tracing the evolutionary history of an ancient phylum. **Microbiology and molecular biology reviews**, v. 71, n. 3, p.495-548, 2007.

VIEIRA, RM da Silva Pinto et al. Identifying areas susceptible to desertification in the Brazilian northeast. **Solid Earth**, v. 6, n. 1, p. 347-360, 2015.

VIGAL, Tomás et al. Cloning, characterization and expression of an  $\alpha$ -amylase gene from *Streptomyces griseus* IMRU3570. **Molecular and General Genetics MGG**, v.225, p. 278-288, 1991.

VIKRAM, Surendra et al. Metagenomic analysis provides insights into functional capacity in a hyperarid desert soil niche community. **Environmental microbiology**, v. 18, n. 6, p. 1875-1888, 2016.

VINOTHINI, Gopal et al. Cell aggregating temperament and biopotency of cultivable indigenous actinobacterial community profile in chicken (*Gallus gallus domesticus*) gut system. **Arabian Journal for Science and Engineering**, v. 43, p. 3429-3442, 2018.

VURUKONDA, Sai Shiva Krishna Prasad et al. Multifunctional *Pseudomonas putida* strain FBKV2 from arid rhizosphere soil and its growth promotional effects on maize under drought stress. **Rhizosphere**, v. 1, p. 4-13, 2016.

WARD, Owen P.; MOO-YOUNG, M.; VENKAT, K. Enzymatic degradation of cell wall and related plant polysaccharides. **Critical reviews in biotechnology**, v. 8, n. 4, p.237-274, 1989.

WEI, Yuan-Song et al. Composting and compost application in China. **Resources, Conservation and Recycling**, v. 30, n. 4, p. 277-300, 2000.

XAVIER, Francisco Alisson da Silva et al. Microbial biomass and light organic matter in soils under organic and conventional systems in the Chapada da Ibiapaba-CE, Brazil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, p. 247-258, 2006.

ZHANG, Yunhe; IDOWU, Omololu John; BREWER, Catherine E. Using agricultural residue biochar to improve soil quality of desert soils. **Agriculture**, v. 6, n. 1, p. 10, 2016.

## APÊNDICE A - REGISTRO FOTOGRÁFICO

### Caracterização cultural

#### Micélio aéreo e morfologia das colônias



MJ 01 – 9003 Signal White



MJ 01– Aveludado



MJ 02 – 4003 Hearth Violet



MJ 02– Aveludado



MJ 03 – 7046 Telegay 2



MJ 03 – Aveludado



MJ 04 – 9018 Papyrus White



MJ 04 – Aveludado



MJ 05 – 9002 Signal White



MJ 05 – Concêntrica



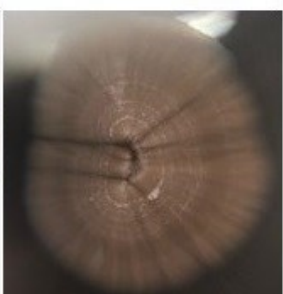
MJ 06 – 7008 Signal White



MJ 06 – Concêntrica



MJ 07 – 8017 Chocolate  
Brown



MJ 07 – Concêntrico



MJ 08 – 8003 Signal White



MJ 08 – Umbonado

**Caracterização cultural**  
**Micélio aéreo e morfologia das colônias**



MJ 09 - 9006 White Aluminum



MJ 09 - Aveludado



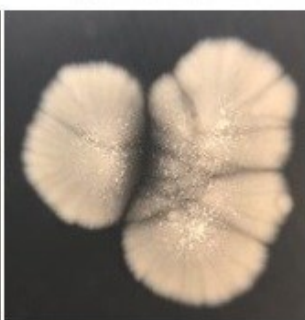
MJ 10 - 9018 Papyrus White



MJ 10 - Concêntrica



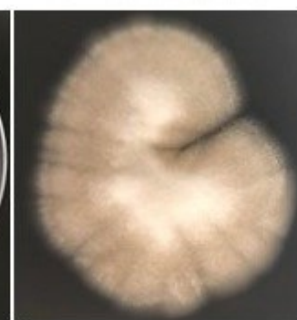
MJ 11 - 9016 Traffic White



MJ 11 - Aveludado



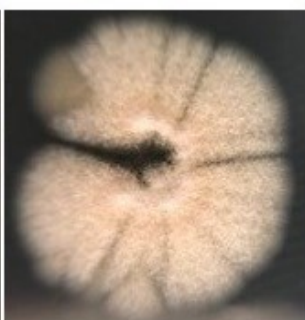
MJ 12 - 9006 White Aluminum



MJ 12 - Aveludado



MJ 13 - 9007 Grey Aluminum



MJ 13 - Aveludado



MJ 14 - 8008 Olive Brown



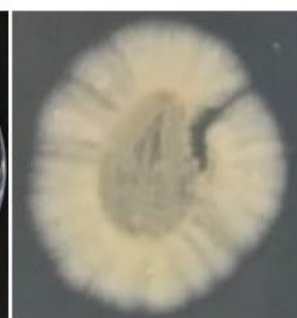
MJ 14 - Umbonado

MJ 15 - 8017 Chocolate  
Brown

MJ 15 - Aveludado



MJ 16 - 9002 Grey Aluminum



MJ 16 - Aveludado

**Caracterização cultural**  
**Micélio aéreo e morfologia das colônias**



MJ 17 – 5000 Violet Blue



MJ 17 – Aveludado



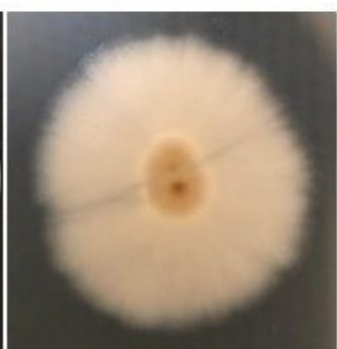
MJ 18 – 7004 Signal Grey



MJ 18 – Concêntrico



MJ 19 – 4009 Pastel Violet



MJ 19 – Concêntrico



MJ 20 – 7030 Stone Grey



MJ 20 – Aveludado



MJ 21 – 5014 Pigeon Blue



MJ 21 – Aveludado



MJ 22 – 7035 Light Grey



MJ 22 – Aveludado



MJ 23 – 8025 Pale Brown



MJ 23 – Aveludado



MJ 24 – 8002 Signal Brown



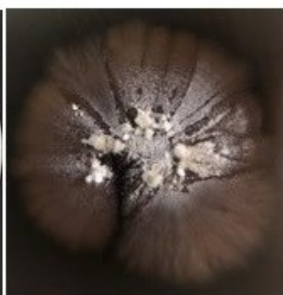
MJ 24 – Aveludado

## Caracterização cultural

### Micélio aéreo e morfologia das colônias



MJ 25 – 7047 Telegrey 4



MJ 25 – Sulcos Radiais



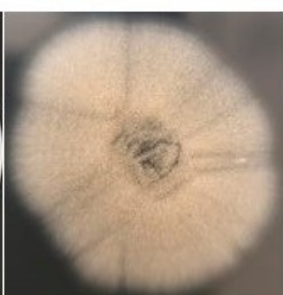
MJ 26 – 9018 Papyrus White



MJ 26 – Sulcos Radiais



MJ 27 – 9001 Cream



MJ 27 – Aveludado



MJ 29 – 9006 White Aluminum



MJ 29 – Aveludado



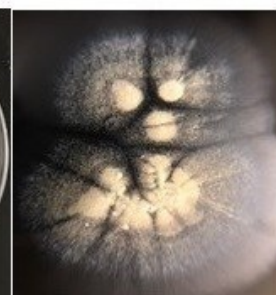
MJ 30 – 7039 Quartz Grey



MJ 30 – Aveludado



MJ 31 – 7035 Light Grey



MJ 31 – Aveludado



MJ 32 – 1011 Brown Beige



MJ 32 – Aveludado



MJ 33 – 7004 Signal Grey

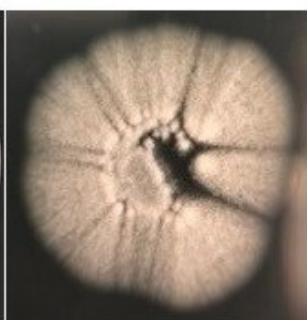


MJ 33 – Umbonado

**Caracterização cultural**  
**Micélio aéreo e morfologia das colônias**



MJ 34 – 9001 Cream



MJ 34 – Aveludado



MJ 35 – 9018 Papyrus White



MJ 35 – Aveludado



MJ 36 – 9003 Signal White



MJ 36 – Aveludado



MJ 37 – 7004 Silver Grey



MJ 37 – Convexo



MJ 38 – 7039 Quartz Grey



MJ 38 – Sulcos Radiais



MJ 39 – 8000 Green Brown



MJ 39 – Aveludado



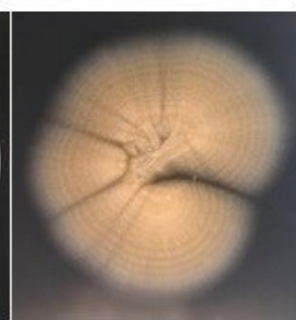
MJ 40 – 7047 Telegrey 4



MJ 40 – Concêntrico



MJ 41 – 9002 Grey White

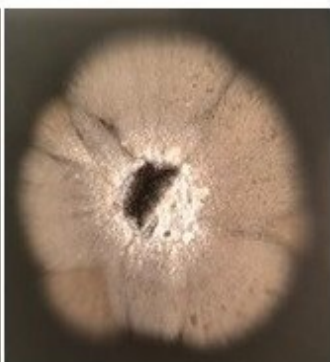


MJ 41 – Aveludado

**Caracterização cultural**  
***Micélio aéreo e morfologia das colônias***



MJ 42 – 4008 Signal Violet



MJ 42 – Aveludado



MJ 43 – 4009 Pastel Violet



MJ 43 – Umbonado



MJ 44 – 1017 Saffron Yellow



MJ 44 – Aveludado



MJ 45–8016 Mahogany Yellow



MJ 45 – Convexo



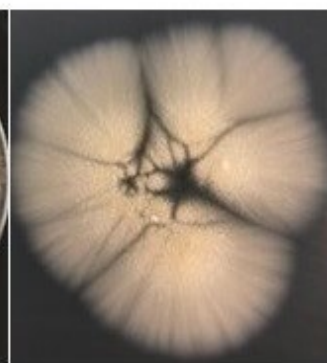
MJ 46 – 9018 Papyrus White



MJ 46 – Aveludado



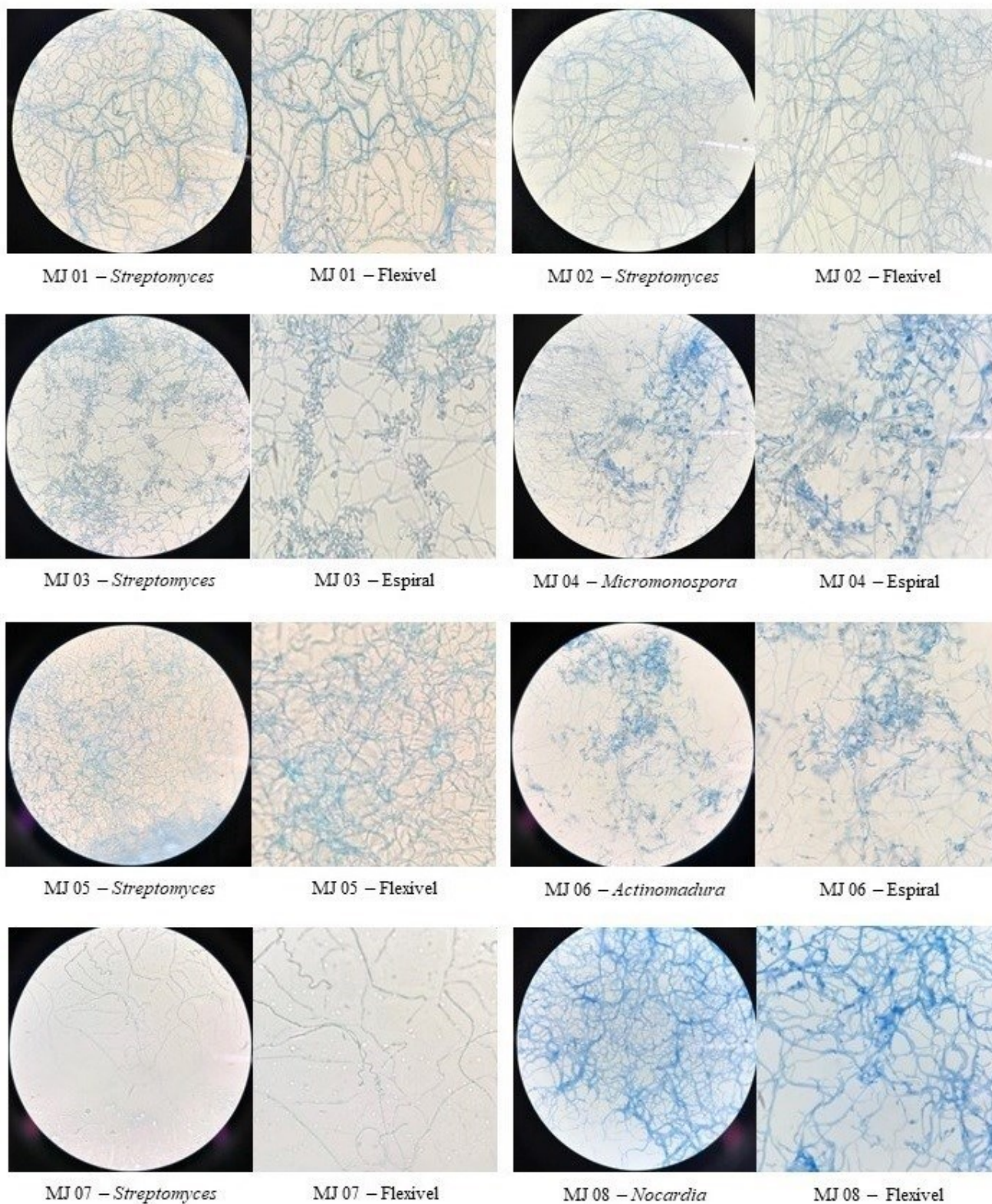
MJ 47 – 1011 Brown Beige



47 – Aveludado



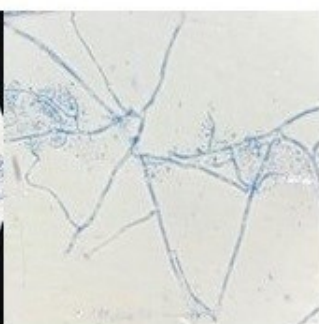
**Caracterização morfológica**  
**Diversidade de gêneros e morfologia da cadeia de esporos**



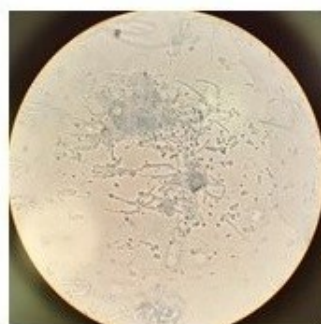
**Caracterização morfológica**  
**Diversidade de gêneros e morfologia da cadeia de esporos**



MJ 17 – *Arthobacter*



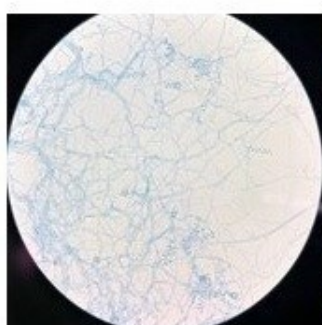
MJ 17 – Linha reta



MJ 18 – *Nocardia*



MJ 18 – Reticular



MJ 19 – *Streptomyces*



MJ 19 – Espiral



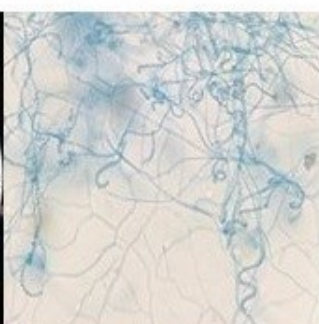
MJ 20 – *Streptomyces*



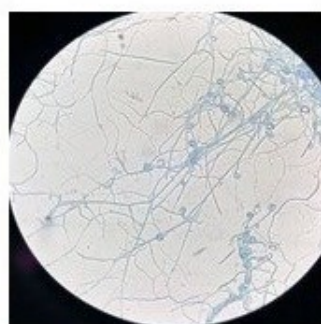
MJ 20 – Flexível



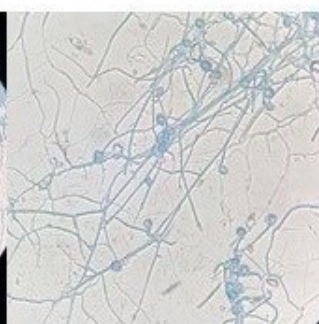
MJ 21 – *Streptomyces*



MJ 21 – Reticular



MJ 22 – *Micrococcus*



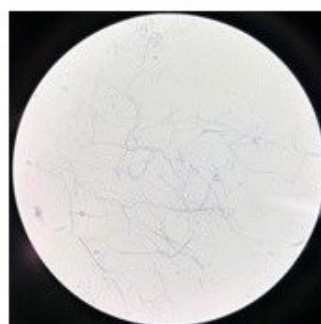
MJ 22 – Reticular



MJ 23 – *Streptomyces*



MJ 23 – Espiral

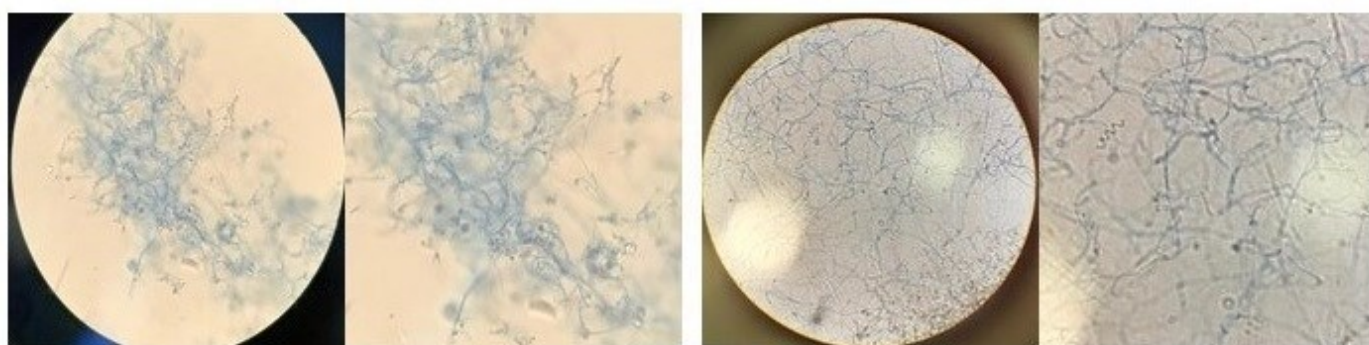


MJ 24 – *Streptomyces*



MJ 24 – Flexível

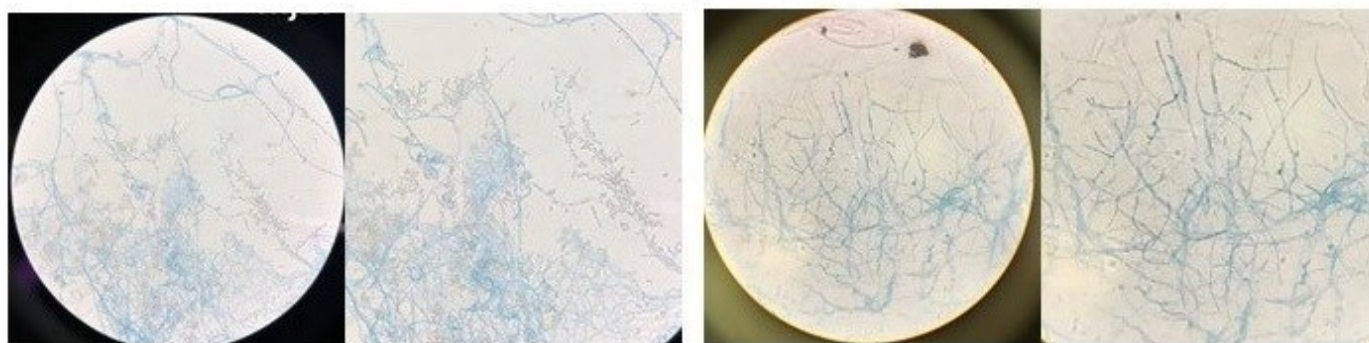
**Caracterização morfológica**  
**Diversidade de gêneros e morfologia da cadeia de esporos**

MJ 25 – *Streptomyces*

MJ 25 – Reticular

MJ 26 – *Streptomyces*

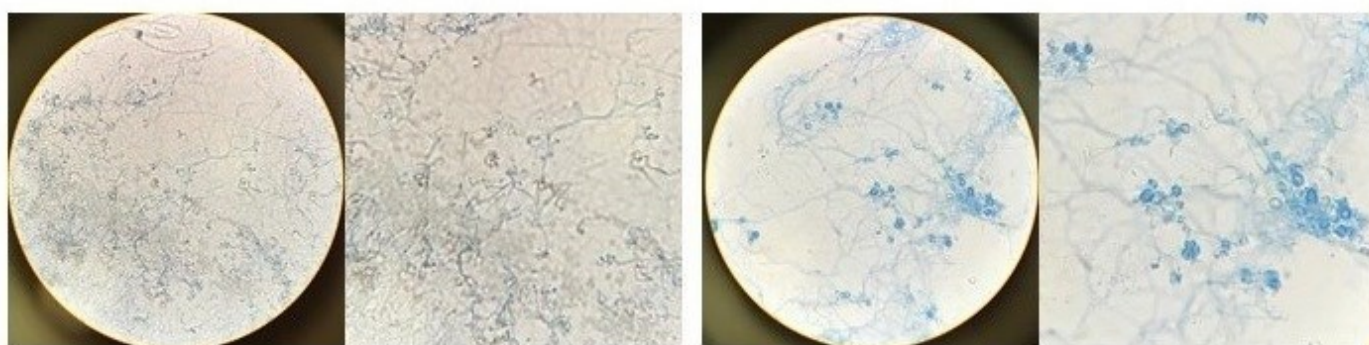
MJ 26 – Espiral

MJ 27 – *Streptomyces*

MJ 27 – Flexível

MJ 29 – *Nocardia*

MJ 29 – Linha reta

MJ 30 – *Streptomyces*

MJ 30 – Flexível

MJ 31 – *Streptosporagium*

MJ 31 – Reticular

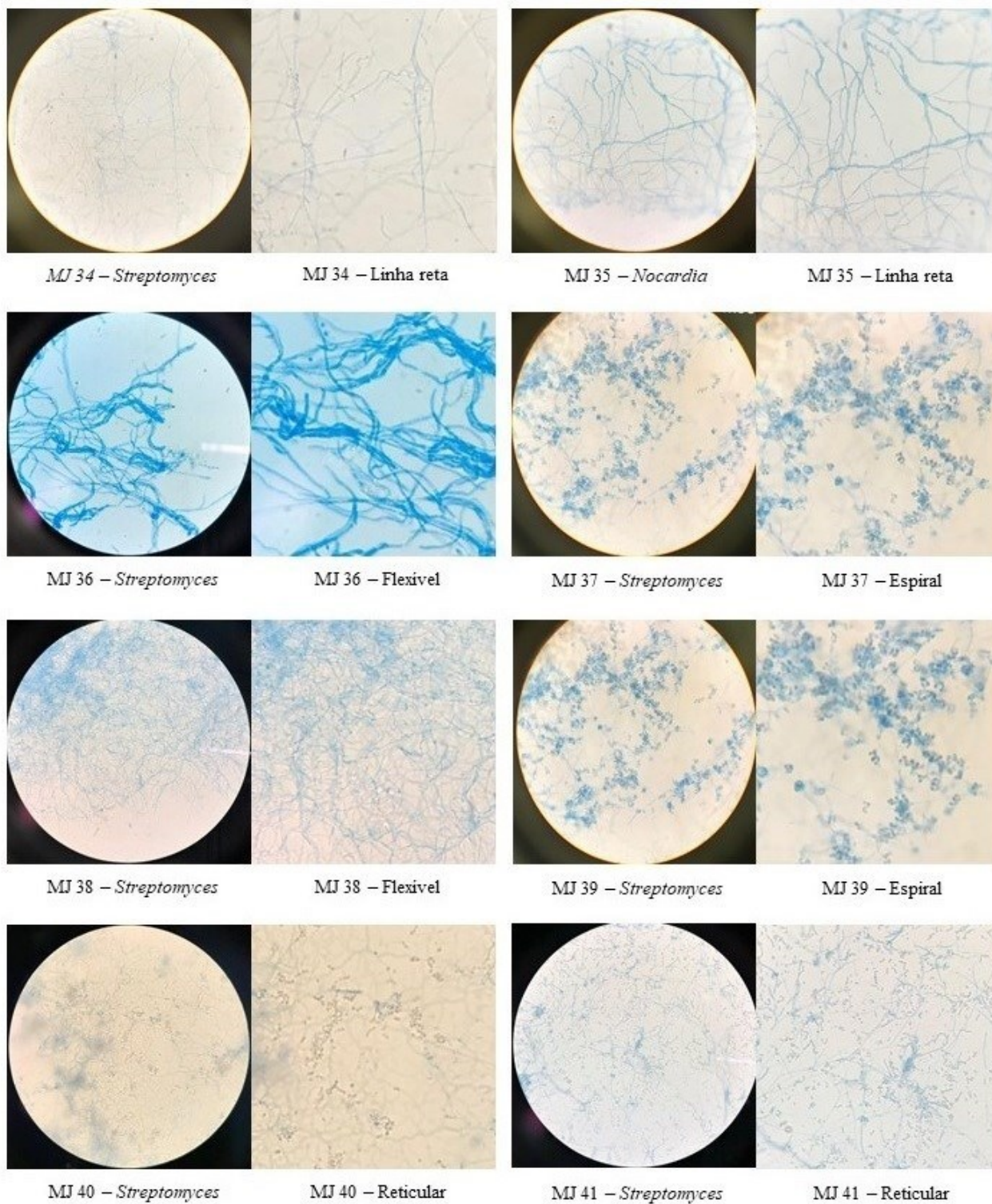
MJ 32 – *Mycobacterium*

MJ 32 – Flexível

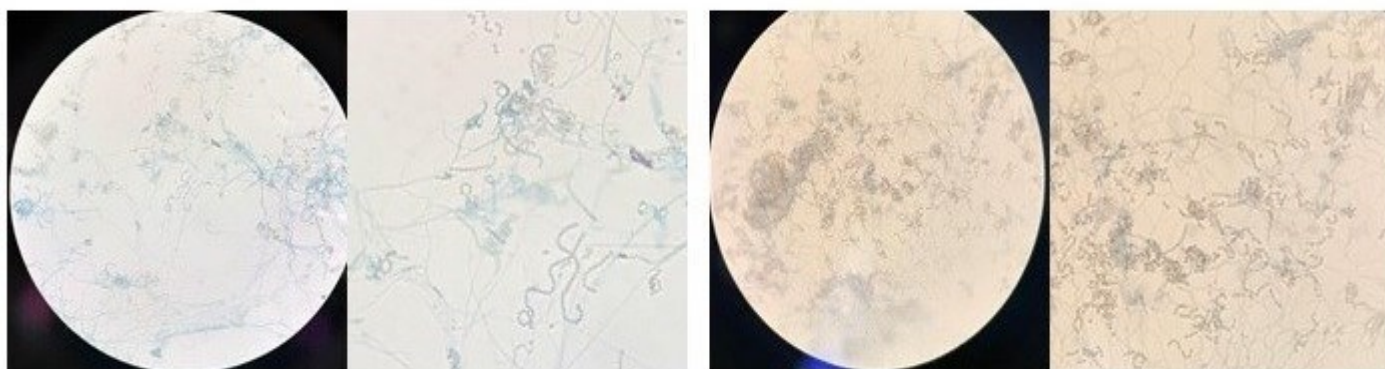
MJ 33 – *Streptomyces*

MJ 33 – Espiral

**Caracterização morfológica**  
**Diversidade de gêneros e morfologia da cadeia de esporos**



**Caracterização morfológica**  
**Diversidade de gêneros e morfologia da cadeia de esporos**

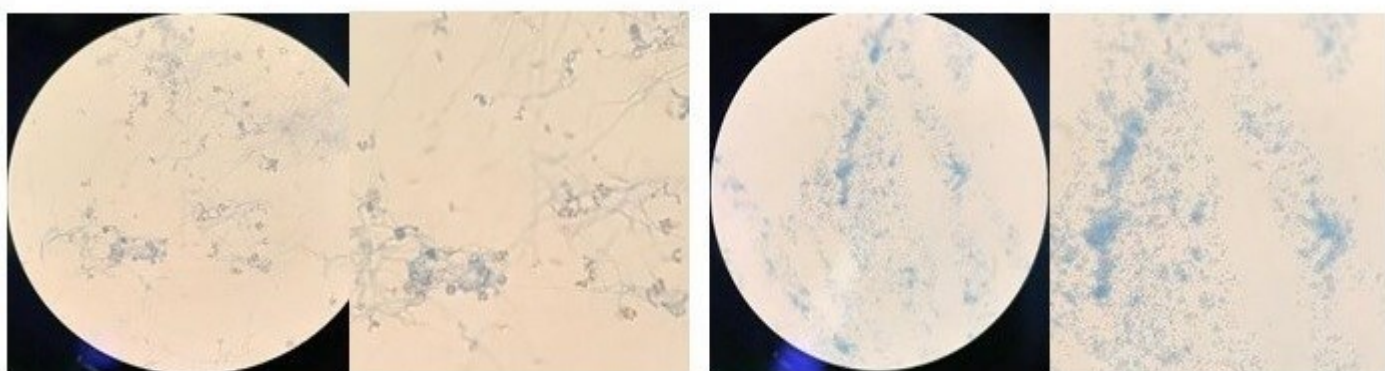


MJ 42 – *Streptomyces*

MJ 42 – Reticular

MJ 43 – *Streptomyces*

MJ 43 – Reticular

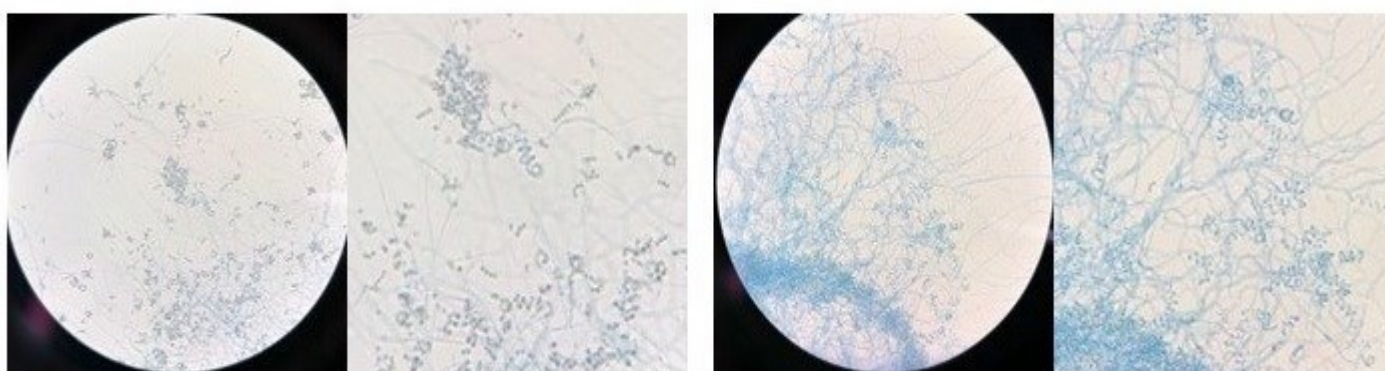


MJ 44 – *Actinomadura*

MJ 44 – Reticular

MJ 45 – *Micrococcus*

MJ 45 – Linha reta



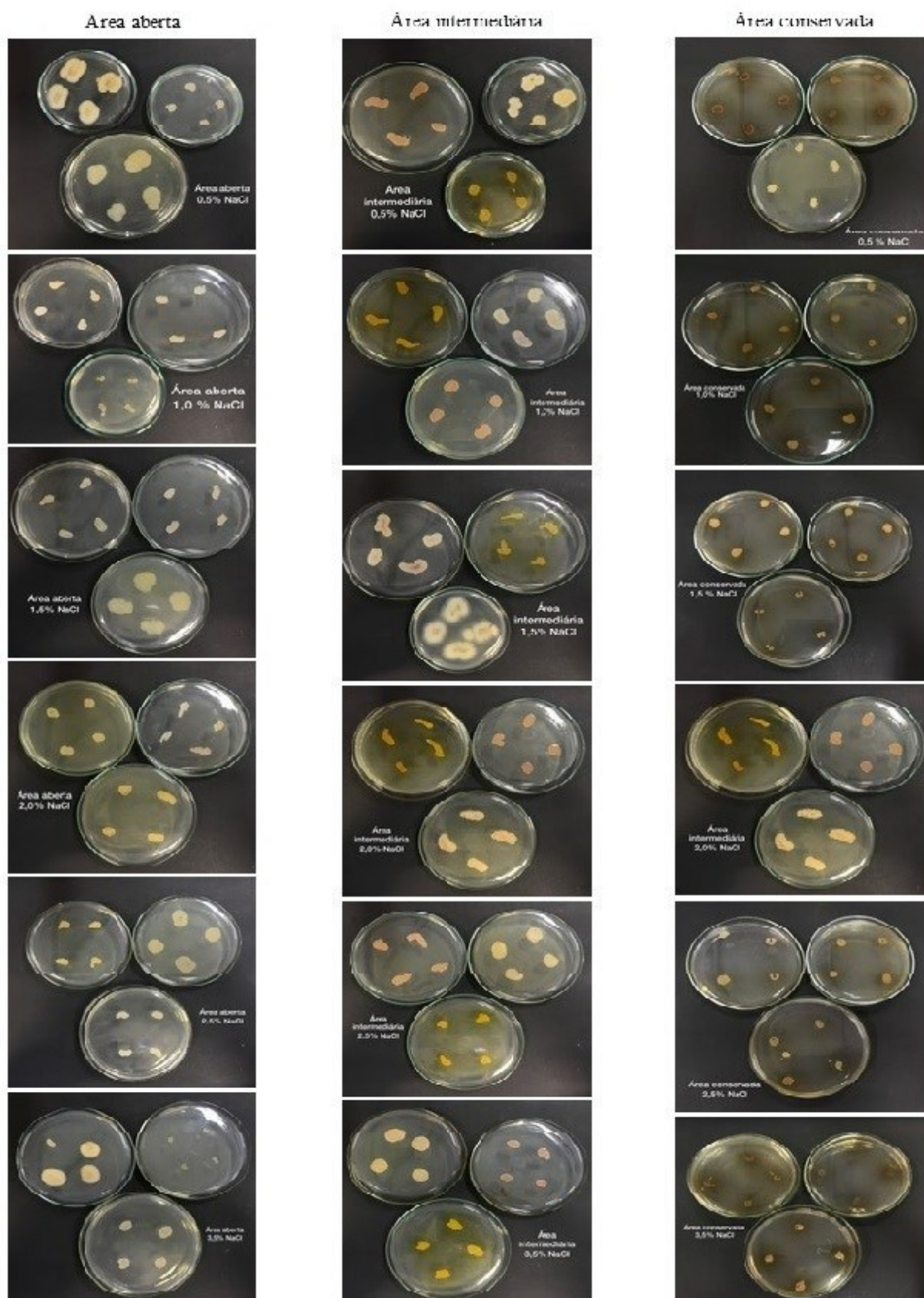
MJ 46 – *Streptomyces*

MJ 46 – Espiral

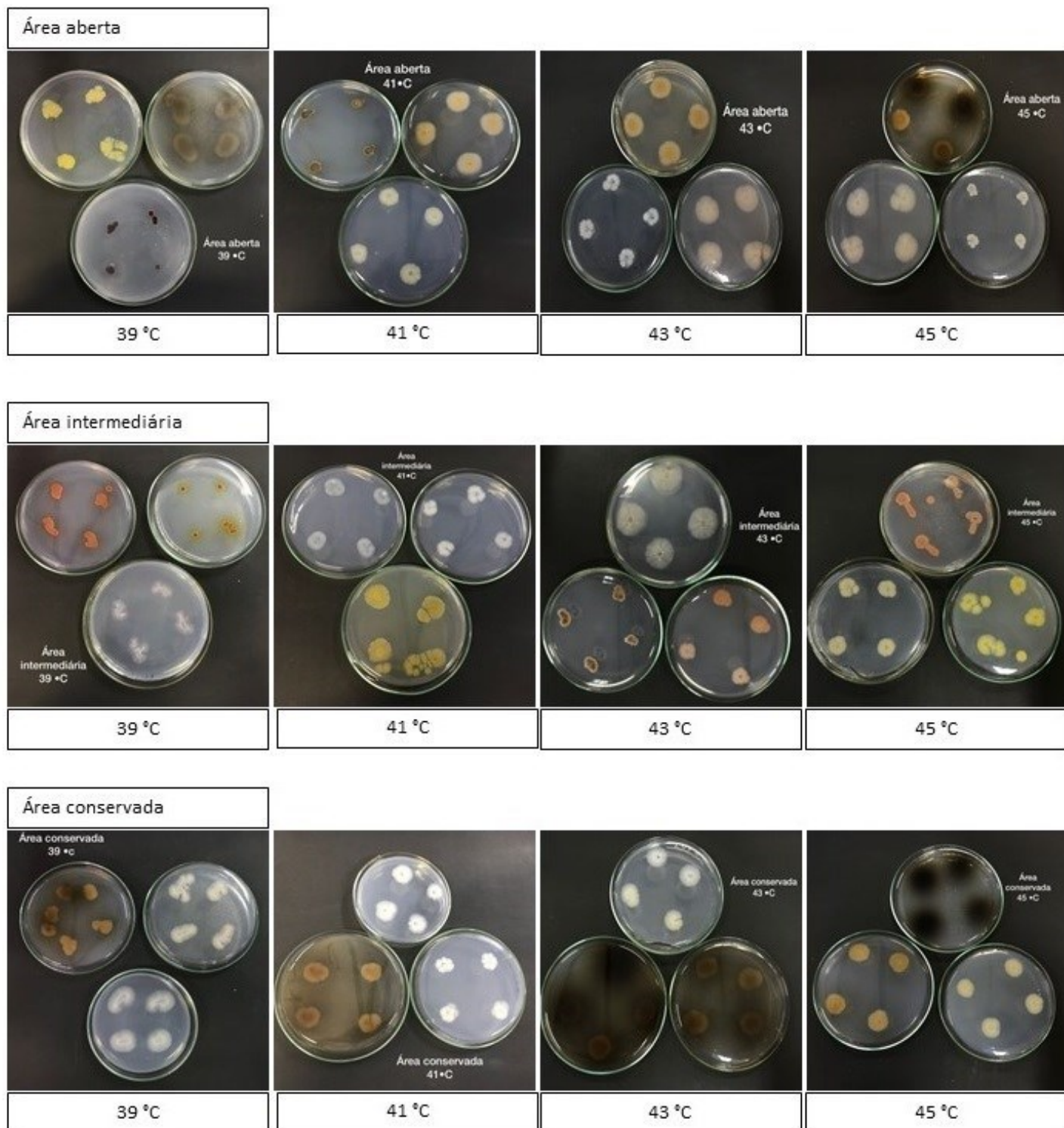
MJ 47 – *Streptomyces*

MJ 47 – Espiral

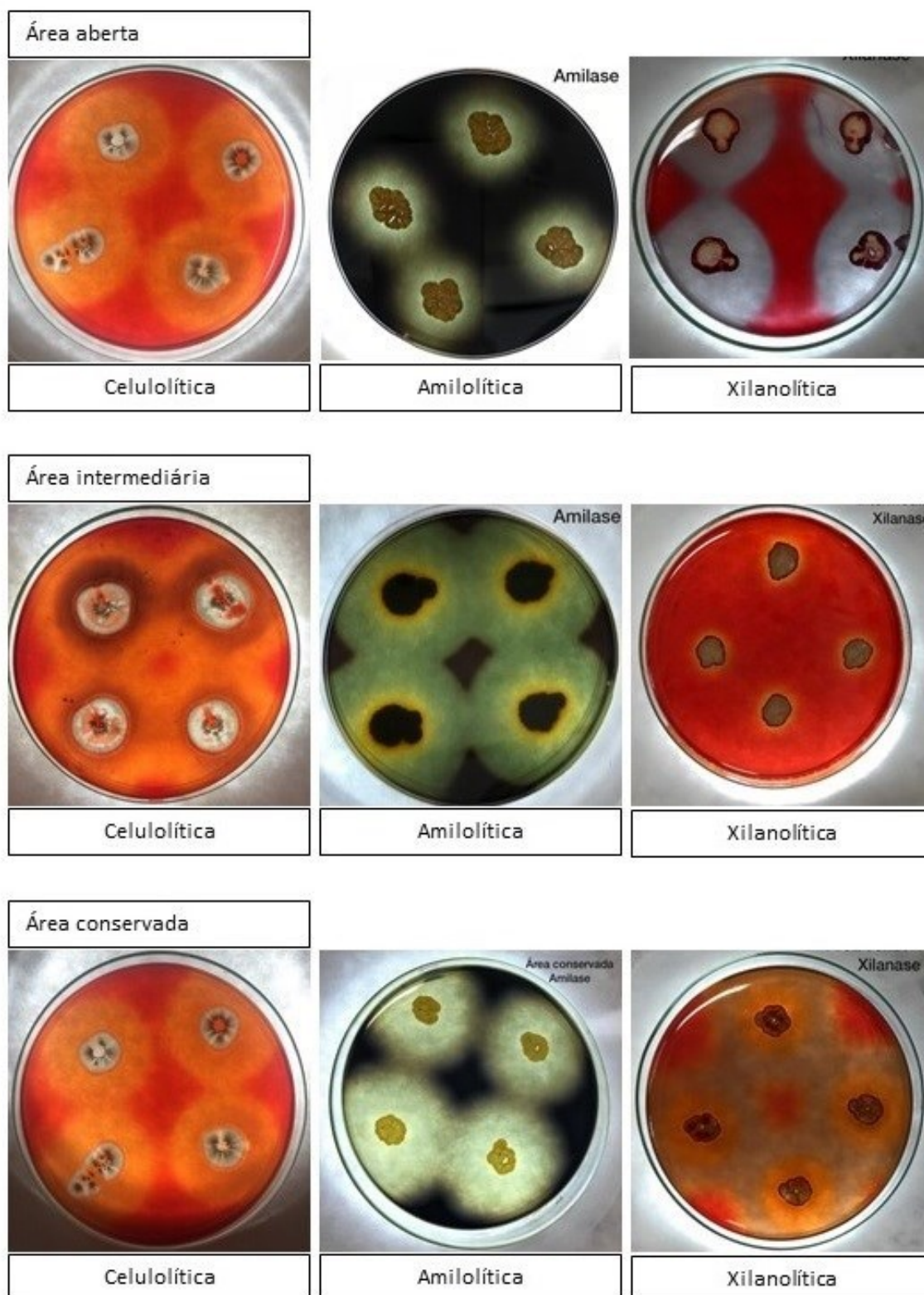
## Capacidade de crescimento em diferentes concentrações de NaCl



## Capacidade de crescimento em diferentes temperaturas



## Atividades enzimáticas





## APÊNDICE B - PRODUÇÃO CIENTÍFICA VINCULADA À TESE



### DIVERSIDADE CULTURAL DE CEPAS DE ACTINOBACTÉRIAS ORIUNDAS DE ÁREAS SUSCETÍVEIS À DESERTIFICAÇÃO

Franciandro Dantas dos Santos<sup>1</sup>, Mariane Pereira Oliveira<sup>2</sup>, Valéria Maria Araújo Silva<sup>3</sup>, Suzana Cláudia Silveira Martins<sup>4</sup>, Claudia Miranda Martins<sup>5</sup>

1. Doutorando do Programa de Pós-graduação em Ecologia e Recursos Naturais na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.  
androsantos@gmail.com
2. Graduanda do Curso de Bacharelado em Agronomia na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.
3. Doutoranda do Programa de Pós-graduação em Ecologia e Recursos Naturais na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.
4. Docente na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.
5. Docente na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.

Recebido em: 06/04/2019 – Aprovado em: 10/06/2019 – Publicado em: 30/06/2019  
DOI: 10.18677/EnciBio\_2019A142

Ativar o V  
Acesse Conf



### MORFOLOGIA DE CEPAS DE ACTINOBACTÉRIAS EM ÁREAS SUSCETÍVEIS À DESERTIFICAÇÃO

Franciandro Dantas dos Santos<sup>1</sup>, Mariane Pereira Oliveira<sup>2</sup>, Ana Clarice Melo Azevedo de Meneses<sup>3</sup>, Suzana Cláudia Silveira Martins<sup>4</sup>, Claudia Miranda Martins<sup>5</sup>

1. Doutorando do Programa de Pós-graduação em Ecologia e Recursos Naturais na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.  
androsantos@gmail.com
2. Graduanda do Curso de Bacharelado em Agronomia na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.
3. Doutoranda do Programa de Pós-graduação em Ecologia e Recursos Naturais na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.
4. Docente na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.
5. Docente na Universidade Federal do Ceará-Campus do Pici, Fortaleza-CE, Brasil.

Recebido em: 06/04/2019 – Aprovado em: 10/06/2019 – Publicado em: 30/06/2019  
DOI: 10.18677/EnciBio\_2019A148

Ativar o V

**Universidade Federal do Ceará  
Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação  
Encontros Universitários 2019**

**CERTIFICADO**

Certificamos que o trabalho 'AVALIAÇÃO DA PRODUÇÃO DE ENZIMAS XILANOLÍTICAS POR ACTINOBACTÉRIAS DO SEMIÁRIDO' do(s) autor(es) MARIANE PEREIRA DE OLIVEIRA, FRANCIANDRO DANTAS DOS SANTOS, JULIANI BARBOSA DE SOUSA, CLAUDIA MIRANDA MARTINS e SUZANA CLÁUDIA SILVEIRA MARTINS foi apresentado no XXXVIII Encontro de Iniciação Científica realizado no período de 20 a 22 de Maio de 2020.

Fortaleza, 18 de Julho de 2020

  
**Jorge Herbert Soares de Lira**  
Pró-Reitor de Pesquisa e Pós-Graduação

  
**Geovana Maria Cartaxo de Arruda Freire**  
Coordenadora Geral dos EU2019

  
**Geanne Matos de Andrade**  
Coordenadora de Pesquisa