

**BOLETIM** MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI  
**CIÊNCIAS  
NATURAIS**



v. 14 n. 2 maio/agosto de 2019



**Savanas amazônicas**





# Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi

Ciências Naturais



v. 14, n. 2  
maio-agosto  
2019

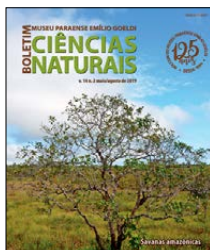


IMAGEM DA CAPA  
Área de savana em  
Macapá (AP). Foto: Fernando  
Carvalho Filho.

---

## BOLETIM DO MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI. CIÊNCIAS NATURAIS (ISSN 2317-6237)

---

O Boletim do Museu Paraense de História Natural e Ethnographia foi criado por Emílio Goeldi e o primeiro fascículo surgiu em 1894. O atual Boletim é sucedâneo daquele. *The Boletim do Museu Paraense de História Natural e Ethnographia was created by Emilio Goeldi, and the first number was issued in 1894. The present one is the successor to this publication.*

---

### EDITOR CIENTÍFICO

**Fernando da Silva Carvalho Filho**

### EDITORES ASSOCIADOS

**Adriana Maria Coimbra Horbe**

**Alexander C. Lees**

**Alexandre Salino**

**Anna Luiza Ilkiu Borges**

**Fernando Jacques Althoff**

**José de Sousa e Silva Júnior (Cazuza)**

**Laszlo Nagy**

**Lezilda Carvalho Torgan**

**Maria Inês Feijó Ramos**

**Pedro Lage Viana**

**Shirley Martins Silva**

**Toby Gardner**

### CONSELHO EDITORIAL CIENTÍFICO

**Ana Maria Giulietti** - Universidade Estadual de Feira de Santana - Feira de Santana - Brasil

**Augusto Shinya Abe** - Universidade Estadual Paulista - Rio Claro - Brasil

**Carlos Afonso Nobre** - Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais - São José dos Campos - Brasil

**Douglas C. Daly** - New York Botanical Garden - New York - USA

**Hans ter Steege** - Utrecht University - Utrecht - Netherlands

**Ima Célia Guimarães Vieira** - Museu Paraense Emílio Goeldi - Belém - Brasil

**John Bates** - Field Museum of Natural History - Chicago - USA

**José Maria Cardoso da Silva** - Conservação Internacional - Belém - Brasil

**Laurent Polidori** - l'Ecole Supérieure des Géomètres Topographes - Le Mans - França

**Lauro Valentim Stoll Nardi** - Universidade Federal do Rio Grande do Sul - Porto Alegre - Brasil

**Miguel Trefaut Rodrigues** - Universidade de São Paulo - São Paulo - Brasil

**Nelson Papavero** - Museu de Zoologia - Universidade de São Paulo - São Paulo - Brasil

**Peter Mann de Toledo** - Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais - São José dos Campos - Brasil

**Philippe Kok** - Royal Belgian Institute of Natural Sciences - Brussels - Bélgica

**Roberto Dall'Agnol** - Universidade Federal do Pará - Belém - Brasil

**Rui Cerqueira** - Universidade Federal do Rio de Janeiro - Rio de Janeiro - Brasil

**William Woods** - University of Kansas - Lawrence - USA

### NÚCLEO EDITORIAL

**Rafaele Lima** - Assistente editorial

**Talita do Vale** - Edição, versão eletrônica e capa deste número

**Normalização** - Núcleo Editorial Boletim

**Projeto Gráfico** - Elaynia Ono

Ministério da Ciência, Tecnologia, Inovações e Comunicações  
Museu Paraense Emílio Goeldi

# Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi

## Ciências Naturais



ISSN 2317-6237

Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi	Cienc. Nat.	Belém	v. 14	n. 2	p. 159-283	maio-agosto 2019
-------------------------------	-------------	-------	-------	------	------------	------------------

ENDEREÇO PARA CORRESPONDÊNCIA:  
Museu Paraense Emílio Goeldi  
Núcleo Editorial - Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi  
Av. Perimetral, 1901  
Terra Firme – CEP 66077-530  
Belém - PA - Brasil  
Telefone: 55-91-3075-6186  
E-mail: boletim.naturais@museu-goeldi.br

VERSÃO ONLINE DA REVISTA:  
<http://editora.museu-goeldi.br/naturais-old>  
[http://issuu.com/bgoeldi\\_cn](http://issuu.com/bgoeldi_cn)

SUBMISSÃO DE TRABALHOS:  
[boletim.naturais@museu-goeldi.br](mailto:boletim.naturais@museu-goeldi.br)

AQUISIÇÃO:  
Permuta: [mgdoc@museu-goeldi.br](mailto:mgdoc@museu-goeldi.br)  
Venda: [livraria@museu-goeldi.br](mailto:livraria@museu-goeldi.br)

INDEXADORES  
CAB Abstracts  
IBSS - International Bibliography of the Social Sciences  
LATINDEX - Sistema Regional de Información en Línea para  
Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal  
Zoological Record

Não é permitida a reprodução parcial ou total de artigos ou notas publicadas, sob nenhuma forma ou técnica, sem a prévia autorização do editor. Ficam isentas as cópias para uso pessoal e interno, desde que não destinadas a fins promocionais ou comerciais. As opiniões e considerações emitidas nos artigos assinados são de inteira responsabilidade dos autores, e não refletem necessariamente a posição dos editores ou da instituição responsável pela publicação.

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação CIP

Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais. 2019. – Belém: MPEG, 2019. v. 14 n. 2., v. il.  
Semestral: 1984-2002  
Interrompida: 2003-2004  
Quadrimestral a partir do v. 1, 2005.

Títulos anteriores: Boletim Museu Paraense de História Natural e Ethnographia 1894-98; Boletim Museu Paraense de História Natural e Ethnographia (Museu Goeldi) 1902; Boletim do Museu Goeldi (Museu Paraense) de História Natural e Ethnographia 1906-1914; Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi de História Natural e Etnografia 1933; Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi 1949-2002, série Zoologia, série Botânica e série Ciências da Terra; Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Ciências Naturais, em 2005. A partir de 2006, Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais.

ISSN 2317-6237

1. Biomas. 2. Botânica. 3. Bioquímica. 4. Biotecnologia. 5. Anatomia. 6. Geologia. I. Museu Paraense Emílio Goeldi.

CDD-21ª.ed. 500

© Direitos de Cópia/Copyright 2019 por/by MCTIC/Museu Goeldi



MINISTÉRIO DA  
EDUCAÇÃO

MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES



## CARTA DO EDITOR

Apesar de o **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** publicar artigos cujos resultados foram obtidos em várias localidades, principalmente do Brasil, ainda há predominância de textos que versam sobre a região amazônica, local onde está situada a instituição responsável pelo periódico. Conseqüentemente, as imagens que compõem a capa de cada uma das edições geralmente ilustram animais, plantas e ecossistemas amazônicos. Apesar de não parecer, a capa do presente número também retrata esta região, estando relacionada a dois estudos ora publicados.

Como todos bem sabem, a região amazônica é composta principalmente por floresta tropical densa. O que pouco se fala é que ela também apresenta vários fragmentos pequenos e isolados de áreas abertas, com vegetação arbustiva, semelhantes às savanas da região africana e do cerrado do Brasil central. Por isso, a foto da capa, que ilustra uma área de savana do Amapá, parece ter sido feita em outra região. Apesar de, à primeira vista, essas áreas serem semelhantes entre si, elas são bastante diferentes quanto ao conjunto de espécies vegetais, como evidenciado no artigo de Rocha & Costa Neto, que apresentaram os resultados de um amplo estudo sobre a composição e a estrutura do estrato herbáceo e arbustivo de 19 áreas, distribuídas nos estados do Amazonas, do Amapá, do Pará e de Roraima. Nessa mesma perspectiva, o artigo de Amaral e colaboradores, por sua vez, apresentou um sistema de classificação e uma chave dicotômica das savanas do Pará e do Amapá, levando em consideração a riqueza de espécies vegetais e a composição florística.

Ainda na área da botânica, Batista e colaboradores apresentaram o primeiro estudo sobre os extratos voláteis da raiz e do rizoma da planta aquática conhecida como aninga (nome científico: *Montrichardia linifera*), bastante comum na região amazônica e amplamente utilizada pelas populações tradicionais como cicatrizante, diurético, antifúngico, anestésico contra ferrada de arraia e no tratamento de feridas e de úlceras.

O registro de plantas do Brasil e de sua importância para os seres humanos é uma prática antiga, como destacado no artigo de Linhares e colaboradores, que realizaram pesquisa documental sobre a história natural das plantas apresentadas na obra do Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres, intitulada "Poranduba maranhense: relação histórica da província do Maranhão", escrita em 1819 e publicada em 1891.

As plantas interagem com vários tipos de seres vivos, principalmente microrganismos, os quais podem ser maléficis ou benéficos para elas. Muitas espécies de fungos de vários grupos taxonômicos crescem somente sobre espécies vegetais, conhecidos como fungos epífitos. Alguns são muito úteis para as plantas, protegendo-as contra o ataque de fungos patógenos. No entanto, ainda há poucos estudos sobre quais espécies de fungos epífitos podem ser úteis contra o ataque dos fungos patógenos. O artigo de Malta e colaboradores, publicado nesta edição, aborda os fungos epífitos associados aos frutos da planta cagaita (nome científico: *Eugenia dysenterica*).

Ao contrário do que se entende pelo senso comum, os micróbios são muito úteis para a sobrevivência das plantas e dos animais, sendo também de extrema importância para a manutenção e regulação dos ecossistemas. No entanto, a contaminação do solo com resíduos químicos pode causar a morte de vários deles e, conseqüentemente, provocar desequilíbrio ambiental. Alguns estudos têm demonstrado que certos microrganismos podem atuar na decomposição dos resíduos, regenerando, assim, o equilíbrio do ecossistema original. Este processo é conhecido como biorremediação. Eles são capazes de tornar inofensivos compostos orgânicos perigosos ao meio ambiente. Leal

e colaboradores apresentaram os resultados de um estudo sobre três inoculantes microbianos na biorremediação de solos contaminados com diesel.

Na área da zoologia, o artigo de Lima e colaboradores apresenta informações detalhadas sobre a anatomia e a morfometria craniana do tico-tico-rei-cinza (nome científico: *Coryphospingus pileatus*), uma ave granívora que utiliza o bico para partir sementes. Esses dados são de grande utilidade para se entender a relação entre a morfologia craniana, a alimentação e a ecologia da espécie, e podem ser utilizados em estudos morfofuncionais e filogenéticos.

Nesta edição, também são publicados artigos sobre o meio ambiente. Além de ser conhecida pela floresta, a região amazônica é famosa também pela existência de inúmeros rios de vários tipos e tamanhos. Apesar de os rios e as florestas serem ambientes distintos, eles estão fortemente conectados. Dessa forma, alterações ambientais drásticas realizadas na floresta afetam também os rios, e vice-versa. No artigo de Dias e colaboradores, foi verificado o impacto das mudanças ambientais causadas pela atividade humana sobre a vazão na bacia do rio Capim, localizada no nordeste do Pará. Dada a importância dos rios para a manutenção da floresta e dos seres humanos, eles precisam ser devidamente estudados e caracterizados por meio de vários métodos. No artigo de Andrade & Mendes, foi feita uma caracterização morfométrica, por meio de métodos geoespaciais, da bacia hidrográfica do rio Caxiuanã, localizado na Floresta Nacional (FLONA) de Caxiuanã, no município de Melgaço, no Pará. Esta FLONA contém uma das maiores áreas de floresta pristina do Pará, além de inúmeros igarapés e rios.

Para finalizar, gostaria de agradecer a todos os profissionais de várias instituições do Brasil, pela leitura e correção dos manuscritos publicados nesta edição, e ao Dr. William L. Overall, pela leitura e edição dos textos em inglês. Sou muito grato à Talita do Vale e à Rafele Silva, da equipe editorial, pelo empenho e esmero na preparação de mais uma edição.

**Fernando da Silva Carvalho Filho**  
Editor Científico



CARTA DO EDITOR  
EDITOR'S NOTE

ARTIGOS  
ARTICLES

**Florística e fitossociologia do estrato herbáceo/arbustivo em 19 áreas de savanas amazônicas, Brasil**

Floristic and phytosociology of the herbaceous/shrub stratum in 19 areas of Amazonian savannas, Brazil

Antônio Elielson Sousa da Rocha | Salustiano Vilar da Costa Neto ..... 159

**Identificação dos subtipos de savanas na Amazônia oriental (Pará e Amapá, Brasil) com uma chave dicotômica de individualização**

Identification of savanna subtypes in the eastern Amazon (Pará and Amapá, Brazil) with a dichotomous key for individualization

Dário Dantas do Amaral | Antônio Elielson Rocha | Jorge Luis Gavina Pereira | Salustiano Vilar Costa Neto ..... 183

**Constituintes voláteis da raiz e do rizoma de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae)**

Volatile constituents of the root and rhizome of *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae)

Raimundo Junior da Rocha Batista | Cristine Bastos do Amarante | Anderson de Santana Botelho |

Eloisa Helena de Aguiar Andrade | Lidiane Diniz do Nascimento ..... 197

**História natural das plantas do Maranhão (Brasil) no século XIX segundo a obra do Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres**

Natural history of the plants of Maranhão (Brazil) in the 19<sup>th</sup> century according to the works of Friar Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres

Jairo Fernando Pereira Linhares | Maria Ivanilde de Araujo Rodrigues | Claudio Urbano Bittencourt Pinheiro ..... 209

**Isolation of epiphytic yeasts from *Eugenia dysenterica* DC. fruits and evaluation of their antimicrobial activity against phytopathogenic fungi**

Isolamento de leveduras epifíticas de frutos de *Eugenia dysenterica* DC. e avaliação de atividade antimicrobiana contra fungos fitopatogênicos

Camilla Martins Malta | Eskálath Morganna Silva Ferreira | Thamar Holanda da Silva | Divina Anne Batista Oliveira |

Filipe Miguel Pereira da Silva | Juliana Fonseca Moreira da Silva | Raphael Sanzio Pimenta ..... 223

**Microbial inoculants produced from solid waste compost for bioremediation of diesel-contaminated soils**

Inoculantes microbianos produzidos a partir de composto de lixo sólido para biorremediação de solos contaminados com óleo diesel

Aline Jaime Leal | Edmo Montes Rodrigues | Patrícia Lopes Leal | Aline Daniela Lopes Júlio |

Rita de Cássia Rocha Fernandes | Arnaldo Chaer Borges | Marcos Rogério Tótolá.....233

**Anatomia e morfometria cranianas de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae)**

Cranial anatomy and morphometry of *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae)

Mônica da Costa Lima | Erich de Freitas Mariano | Wenner Justino Bezerra de Brito |

Joyce Galvão de Souza | Artur da Nóbrega Carreiro .....245

**A relação entre as mudanças na paisagem e a vazão da bacia do rio Capim, Pará, Brasil**

The relationship between the changes in the landscape and the discharge of the Capim River Basin, Pará, Brazil

Gustavo Francesco de Moraes Dias | Aline Maria Meiguins de Lima | Milena de Nazaré Silva Santos |

Paulo Eduardo Silva Bezerra .....255

**Geospatial methods for morphometric characterization of the Caxiuanã river basin, Amazon, Brazil**

Métodos geoespaciais para caracterização morfométrica da bacia do rio Caxiuanã, Amazônia, Brasil

Milena Marília Nogueira de Andrade | Amílcar Carvalho Mendes ..... 271



# ARTIGOS





# Florística e fitossociologia do estrato herbáceo/arbustivo em 19 áreas de savanas amazônicas, Brasil

## Floristic and phytosociology of the herbaceous/shrub stratum in 19 areas of Amazonian savannas, Brazil

Antônio Elielson Sousa da Rocha<sup>1</sup>  | Salustiano Vilar da Costa Neto<sup>1</sup> 

<sup>1</sup>Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Belém, Pará, Brasil

<sup>1</sup>Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá. Macapá, Amapá, Brasil

**Resumo:** O presente artigo visa avaliar a composição e a estrutura do estrato herbáceo/arbustivo em savanas amazônicas, a fim de discutir a similaridade florística entre 19 áreas nos estados de Amazonas, Amapá, Pará e Roraima. Para o levantamento, foram alocadas 120 parcelas de 1 m<sup>2</sup> por área. Foram amostradas 390 espécies, em 203 gêneros e 64 famílias. As análises apontam para composições florísticas significativamente distintas entre si. As áreas próximas foram mais similares floristicamente, diminuindo à medida em que aumenta a distância entre elas, com um conjunto de espécies endêmicas ou exclusivas e áreas com individualidades próprias, o que implica alta especificidade desta vegetação. Diversos fatores podem influenciar na distinção florística das áreas, o que torna necessária a ampliação de estudos acerca das condições ambientais desta vegetação, com a finalidade de melhor compreendê-la.

**Palavras-chave:** Cerrado. Flora. Amazônia brasileira. Estrato inferior.

**Abstract:** The present study aims to evaluate the composition and structure of the herbaceous/shrub stratum in Amazonian savannas, in order to discuss the floristic similarity among 19 areas in the states of Amazonas, Amapá, Pará and Roraima. For the survey, 120 plots of 1m<sup>2</sup> per area were allocated. We sampled 390 species, 203 genera, and 64 families. The analyzes point to significantly different floristic compositions. The nearby areas were more floristically similar, decreasing as the distance between them increased, with a set of endemic or exclusive species and areas with their own individualities, which implies a high specificity of this vegetation. Several factors may be influencing the floristic distinction of the areas, which makes it necessary to expand studies of the environmental conditions of this vegetation in order to better understand it.

**Keywords:** *Cerrado*. Flora. Brazilian Amazon. Lower stratum.

---

ROCHA, A. E. S. & S. V. COSTA NETO, 2019. Florística e fitossociologia do estrato herbáceo/arbustivo em 19 áreas de savanas amazônicas, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 159-181.

Autor para correspondência: Antônio Elielson Sousa da Rocha. Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Av. Magalhães Barata, 376 – São Braz. Belém, PA, Brasil. CEP 66040-170 (asrocha@museu-goeldi.br).

Recebido em 17/10/2018

Aprovado em 05/02/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho





## INTRODUÇÃO

Ocupando uma área de 112.961 km<sup>2</sup>, o que corresponde a aproximadamente 42,3% da Amazônia (Carvalho & Mustin, 2017), as savanas amazônicas são formações vegetais abertas, com um estrato herbáceo sempre presente, estratos arbustivos e/ou arbóreos mais ou menos desenvolvidos, sujeitas a queimadas, estando distribuídas por toda a bacia, podendo ser encontradas em outros países adjacentes (Eiten, 1977, 1978; IBGE, 2012).

Floristicamente, essas formações são mais pobres do que as savanas do Brasil central, porém compartilham um grande número de espécies (Andrade-Lima, 1958; Takeuchi, 1960; Azevedo, 1967; Ledoux, 1969; Dantas & Rodrigues, 1982; Miranda, 1993; Miranda & Carneiro Filho, 1994; Sanaiotti & Magnusson, 1995; Miranda *et al.*, 2002).

Grande parte dos estudos realizados sobre essas formações vegetais tem abordado o estrato arbóreo, o que torna difícil fazer qualquer estimativa sobre a composição florística, uma vez que a maior riqueza das formações savânicas encontra-se no componente herbáceo-subarbustivo (Munhoz & Felfili, 2006). A relação entre espécies arbóreas e não arbóreas está em 5.6:1 (Mendonça *et al.*, 2008), além disso o extrato herbáceo é um ambiente mais sensível às variações climáticas, edáficas e, especialmente, ao regime de fogo (Filgueiras, 2002). Muitas espécies estão condicionadas à variação na profundidade do lençol freático (Meirelles *et al.*, 2002).

Os estudos que abordam o estrato herbáceo-arbustivo em áreas de savanas amazônicas pouco apresentam dados quantitativos. Levando-se em conta o grande número de encaves, a enorme complexidade da vegetação, a fragilidade do ambiente, as ameaças advindas do aumento populacional e a expansão agrícola (Carvalho & Mustin, 2017), é necessária a análise da vegetação herbáceo-arbustiva dessas áreas. Diante do exposto, este artigo tem como objetivos: 1) avaliar a riqueza, a composição e a cobertura de espécies herbáceas em 19 áreas de savanas amazônicas brasileiras; 2) verificar as semelhanças na composição das espécies entre as áreas inventariadas.

## MATERIAL E MÉTODOS

### LOCALIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDOS

Foram amostradas as seguintes áreas de savanas amazônicas brasileiras: Humaitá no Amazonas, Boa Vista e Pacaraima, em Roraima; Amapá, Calçoene, Ferreira Gomes, Macapá e Mazagão, no Amapá; Almeirim, Maracanã, Monte Alegre, Salvaterra (Joanes, Camará e Deus-me-Ajude), Santarém, São Geraldo do Araguaia, Parauapebas, Prainha e Vigia, no Pará (Figura 1).

O clima da região é tropical úmido e quente, com estação seca bem definida e temperaturas médias anuais variando entre 21 e 26 °C. A precipitação pluviométrica anual varia de 2.321 a 3.226 mm. A média anual da umidade relativa é de 80% (Moraes *et al.*, 2005; Salati & Marques, 1984; Figueroa & Nobre, 1990). Os solos são predominantemente arenosos e bem drenados, com acidez elevada, altas concentrações de alumínio e matéria orgânica escassa (Sanaiotti *et al.*, 2002).

### AMOSTRAGEM

Para a amostragem, em cada área foram demarcadas 120 parcelas de 1 m<sup>2</sup>, totalizando 4.000 m<sup>2</sup> por área, complementadas pelo “método do caminhamento”, sendo próximas às parcelas (Filgueiras & Pereira, 1994). O percentual de cobertura de cada espécie registrada foi estimado visualmente pela escala de Braun-Blanquet (CR =  $A_i/A$ ) x 100, onde:  $A_i$  = área total coberta pela espécie  $i$ ;  $A$  = somatória das coberturas de todas as espécies.

A frequência relativa (FR) foi expressa em porcentagem entre a frequência absoluta de uma espécie com a soma das frequências absolutas de todas as espécies por área. Já a cobertura relativa foi determinada dividindo a cobertura absoluta de cada espécie pela soma da cobertura absoluta de todas, multiplicadas por 100. O valor de importância (VI) foi calculado somando-se os valores de FR e CR de cada espécie.

A cobertura da espécie por área considerou a soma dos percentuais de cobertura nas 120 parcelas, já a

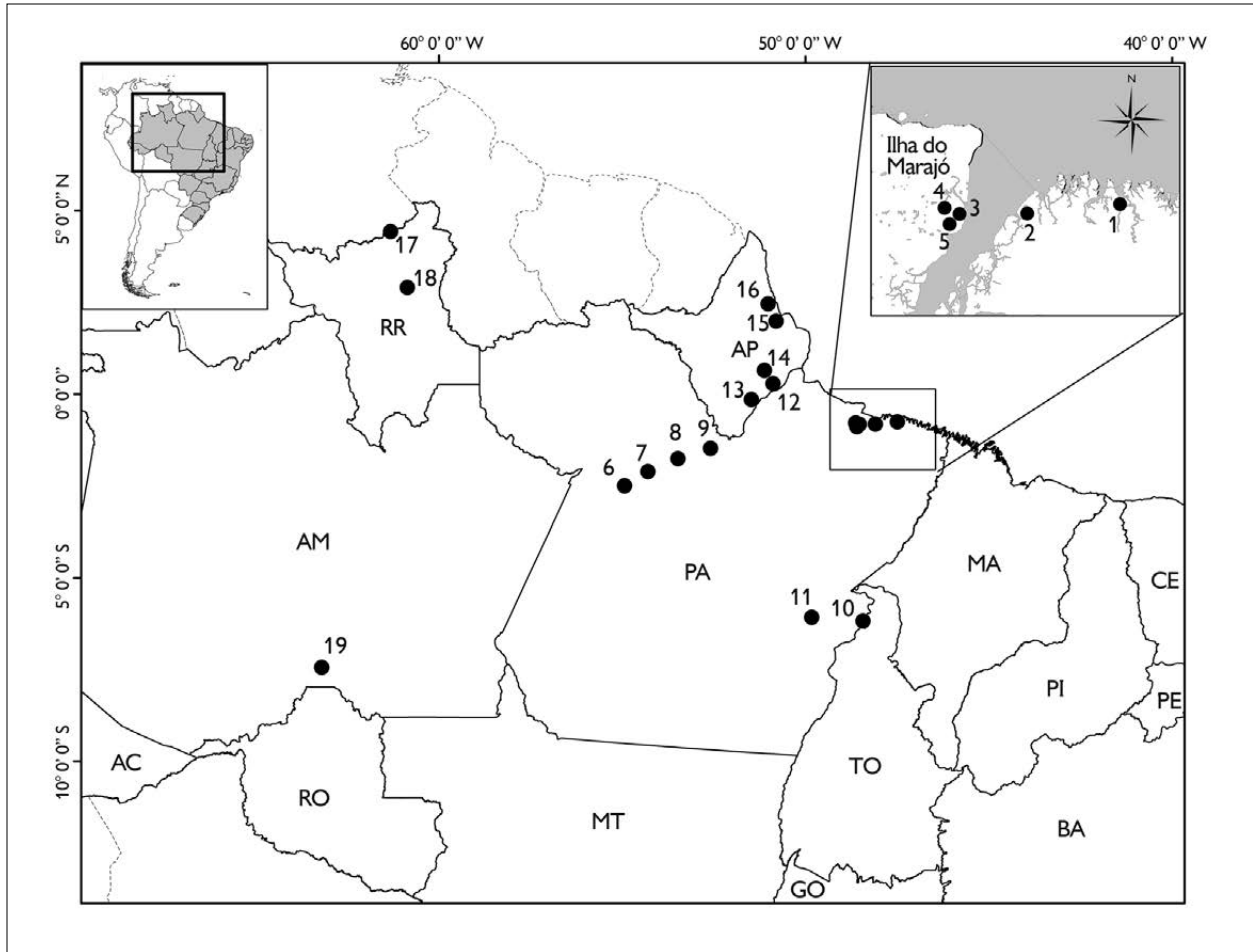


Figura 1. Localização das áreas de savanas amazônicas estudadas nos estados do Pará (1 = Maracanã; 2 = Vigia; 3 = Joanes; 4 = Camará; 5 = Deus-me-Ajude; 6 = Santarém; 7 = Monte Alegre; 8 = Prainha; 9 = Almeirim; 10 = São Geraldo do Araguaia; 11 = Parauapebas); do Amapá (12 = Macapá; 13 = Mazação; 14 = Ferreira Gomes; 15 = Amapá; 16 = Calçoene); de Roraima (17 = Pacaraima; 18 = Boa Vista) e do Amazonas (19 = Humaitá). Mapa: Vinícius Soares.

cobertura total de cada espécie centrou-se na soma das coberturas nas 19 áreas.

O material coletado foi identificado e incorporado ao acervo do Herbário do Museu Paraense Emílio Goeldi (MG), sendo elaborada uma listagem contendo as famílias, os gêneros e as espécies com um exemplar-testemunho para cada espécie. A classificação das famílias segue a proposta do APG IV (2016). Os nomes dos táxons foram conferidos na base Trópicos (Missouri Botanical Garden, 2018).

O levantamento foi realizado em setembro nas áreas de Boa Vista e de Pacaraima; nas demais áreas, foi

feito entre março e junho, época de maior floração do estrato herbáceo.

Os resultados encontrados foram comparados a trabalhos que abordam o estrato herbáceo-arbustivo do bioma Cerrado.

Para as espécies estéreis não herborizadas, foram citados *vouchers* de outros coletores, os quais serviram de base para determinação das amostras.

Para a seleção e o enquadramento das espécies endêmicas, foi utilizado o estudo de JBRJ (2018); para as invasoras e exóticas, foram consultados Sano *et al.* (2008)

e JBRJ (2018); para as ameaçadas, foram verificados os documentos do Ministério do Meio Ambiente (MMA, 2008) e de *International Union Conservation of Nature* (IUCN, 2013); e para novos registros, foi checado JBRJ (2018).

Para avaliar a similaridade entre as áreas, utilizouse o índice de similaridade de Sørensen, baseado na presença e na ausência de espécies (Mueller-Dombois & Ellenberg, 1974).

As relações florísticas entre as áreas foram avaliadas através da análise de correspondência retificada (DCA), a partir do percentual de cobertura e da matriz de presença e ausência, ambas realizadas pelo PC-ORD for Windows versão 6.0 (McCune & Mefford, 2011).

A camada de ervas, de subarbustos, de trepadeiras (herbáceas ou lenhosas) e de arbustos (planta lenhosa

ramificada desde a base) foi definida como estrato herbáceo/arbustivo (Richards, 1996).

## RESULTADOS

Foi levantado um total de 390 espécies, pertencentes a 203 gêneros, distribuídos em 64 famílias, com média de 51 espécies por área. São Geraldo do Araguaia e Parauapebas apresentaram maior número de espécies (75 e 66, respectivamente) e Almeirim e Santarém, menor número de espécies (30 e 31, respectivamente). Nove espécies foram determinadas somente até o nível de gênero (Apêndice).

Poaceae (83 spp.), Fabaceae (44 spp.), Cyperaceae (38 spp.) e Melastomataceae (22 spp.) foram as famílias com maior número de espécies, sendo responsáveis por 47,9% da amostragem (Tabela 1). Por outro lado,

Tabela 1. Número de espécies, gêneros e percentual de cobertura das principais famílias botânicas amostradas no estrato herbáceo/arbustivo das savanas amazônicas.

Família	Número de espécie	Número de gênero	% de cobertura
Poaceae	83	33	65,6
Fabaceae	44	19	6,7
Cyperaceae	38	8	11,9
Melastomataceae	22	14	4,0
Rubiaceae	21	11	1,8
Polygalaceae	13	3	1,1
Apocynaceae	10	7	0,2
Asteraceae	10	9	1,0
Passifloraceae	10	3	0,3
Lamiaceae	9	4	0,8
Malvaceae	9	7	0,7
Myrtaceae	9	3	0,6
Orchidaceae	9	5	0,2
Gentianaceae	8	7	0,5
Lythraceae	7	2	0,5
Euphorbiaceae	6	4	0,4
Ochnaceae	6	2	0,3
Bignoniaceae	5	4	0,1
Convolvulaceae	5	4	0,5
Malpighiaceae	5	3	0,4

127 gêneros (62,5%) apresentaram uma única espécie, com 19 famílias e 215 espécies exclusivas ocorrendo em apenas uma única área.

Considerando-se a cobertura total, o estrato herbáceo-arbustivo das savanas estudadas é essencialmente graminoso, com as famílias Poaceae (64%) e Cyperaceae (12%) ocupando 76% da cobertura, e as espécies *T. spicatus*, *A. aureus*, *P. pulchellum* e *M. loliiforme* atingindo os maiores valores de importância (VI) (23,99, 13,07, 4,48 e 4,12, respectivamente). Do total de espécies levantadas, 368 não atingem 1% de cobertura total (Apêndice).

Os dez gêneros mais ricos em espécies compreenderam 25% do total amostrado: *Paspalum* (18), *Axonopus* (15), *Rhynchospora* (11), *Polygala* (10), *Bulbostylis* (9), *Borreria* (8), *Miconia* e *Scleria* (7), *Trichantheicum* e *Andropogon* (6) (Apêndice).

*Axonopus aureus*, *T. spicatus*, *P. pulchellum*, *M. loliiforme*, *T. aspera*, *G. jussiaeana*, *A. lanata*, *R. barbata*, *P. carinatum* e *A. leucostachyus* são as dez espécies mais frequentes (Apêndice).

As frequências obtidas mostram poucas espécies com ampla distribuição. Apenas 18 delas ocorreram em mais de 50% das áreas.

Somando os percentuais de cobertura das dez espécies dominantes por área, atinge-se média de 83,5% do estrato herbáceo, totalizando 76 espécies, o que corresponde a 19,5% do total; deste, apenas 21 espécies (5,4%) atingem mais de 10% do estrato herbáceo, com duas a quatro espécies por área sendo consideradas dominantes, tendo *T. spicatus* o maior percentual de cobertura total (22,45%), figurando como a espécie de maior cobertura em 11 das 19 áreas (Tabela 2).

Analisando apenas as espécies consideradas dominantes, seis delas são exclusivas: *A. anceps* e *E. inflexa* (Pacaraima), *A. purpusii* (Deus-me-Ajude), *Axonopus* sp. (Prainha), *A. polydactylus* (Maracanã) e *P. cinerascens* (Parauapebas) (Tabela 2).

Quanto à similaridade florística, o coeficiente de Sørensen obteve, em grande parte, valores de 0,2, sendo

que nenhum ultrapassou 0,7. No geral, as áreas mais próximas são mais similares floristicamente, diminuindo à medida em que aumenta a distância entre elas.

Os menores graus de similaridade encontram-se nas comparações entre as áreas mais distanciadas (Humaitá, Parauapebas, São Geraldo do Araguaia e Pacaraima), com muitas espécies exclusivas. Os maiores graus de similaridade foram registrados entre as áreas do nordeste paraense (Camará, Joanes, Deus-me-Ajude, Maracanã e Vigia), as quais são bem próximas geograficamente. O mesmo ocorreu com as áreas de Amapá, Calçoene, Ferreira Gomes, Macapá e Mazagão, todas no estado do Amapá.

A ordenação por DCA também evidencia isso com a formação de um grupo mais coeso no centro, formado pela maioria das áreas, enquanto as quatro áreas mais distanciadas são menos similares. Pacaraima e Humaitá, por exemplo, apresentaram os mais baixos valores de similaridade entre todas as comparações, em função das peculiaridades da flora e do ambiente, sendo a primeira com maior altitude (900 m) e a segunda com maior isolamento geográfico (Figura 2).

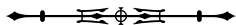
## DISCUSSÃO

Das 390 espécies levantadas, 215 ocorreram em apenas uma área, refletindo uma variação significativa na composição florística das áreas inventariadas (Apêndice). Mesmo as áreas próximas, como Maracanã e Vigia, no nordeste paraense, apresentam-se florística e estruturalmente diferenciadas. Pires (1973) menciona esta individualidade própria das savanas amazônicas, evidenciando seu conjunto de espécies endêmicas ou exclusivas.

Para o estrato herbáceo do Cerrado, Filgueiras (2002) destaca as famílias Poaceae, Fabaceae, Euphorbiaceae, Asteraceae e Rubiaceae como as cinco mais ricas, compreendendo 53% do estrato herbáceo. Paras as savanas estudadas, as cinco famílias mais ricas também compreendem 53% do estrato inferior, porém as Euphorbiaceae e Asteraceae são substituídas por Cyperaceae e Melastomataceae (Tabela 1).

Tabela 2. Percentual de cobertura, por área, das principais espécies amostradas no estrato herbáceo/arbustivo das savanas amazônicas inventariadas. Legendas: HUM = Humaitá, Amazonas; PAR = Parauapebas, Pará; MRC = Maracanã, Pará; VIG = Vigia, Pará; SGR = São Geraldo do Araguaia, Pará; PRA = Prainha, Pará; PAC = Pacaraima, Roraima; MAC = Macapá, Amapá; MON = Monte Alegre, Pará; JOA = Joanes, Pará; MZG = Mazagão, Amapá; FGO = Ferreira Gomes, Amapá; DMA = Deus-me-Ajude, Pará; CAM = Camará, Pará; CAL = Calçoene, Amapá; BOA = Boa Vista, Roraima; AMA = Amapá, Amapá; SAN = Santarém, Pará; ALM = Almeirim, Pará.

Espécies	HUM	PAR	MRC	VIG	SGR	PRA	PAC	MAC	MON	JOA	MZG	FGO	DMA	CAM	CAL	BOA	AMA	SAN	ALM
<i>Andropogon leucostachyus</i>	17,14									4,16	4,85			2,58					4,42
<i>Bulbostylis capillaris</i>			4,72							4,47			1,47	14,34					
<i>Bulbostylis lanata</i>											8,28	12,72			2,88	4,12			
<i>Rhynchospora hirsuta</i>																		3,72	12,24
<i>Scleria cyperina</i>							11,66								4,24				
<i>Chamaecrista ramosa</i>																		12,15	
<i>Tibouchina aspera</i>					10,27			2,34	1,98		4,05	8,87			4,24		8,97		6,24
<i>Aristida torta</i>	6,18						10,36									3,02			
<i>Axonopus anceps</i>							21,35												
<i>Axonopus aureus</i>	13,94		23,08	20,32	14,33	4,62	2,12	8,85		21,28	15,77	6,08	3,90	18,43		28,82	10,02	4,17	17,36
<i>Axonopus longispicus</i>					9,71	18,79													
<i>Axonopus polydactylus</i>			36,56																
<i>Axonopus pubivaginitatus</i>				13,06															
<i>Axonopus purpusii</i>													19,65						
<i>Axonopus</i> sp.		30,37																	
<i>Echinolaena inflexa</i>							11,90												
<i>Mesosetum loliforme</i>				5,56	2,59	7,61		10,66	2,94		6,11					6,58	3,87		9,26
<i>Paspalum carinatum</i>						10,40			10,72							2,83		4,81	8,36
<i>Paspalum cinerascens</i>		14,01																	
<i>Paspalum pulchellum</i>				11,40		6,96		5,68			3,33				15,07		22,96		
<i>Trachypogon spicatus</i>	22,63	4,17			37,36	5,76	4,15	29,74	49,51	39,98	19,77	27,43	37,29	42,44		23,42		62,68	26,08





A família Asteraceae, por exemplo, apresenta elevada riqueza no Brasil central (Araújo *et al.*, 2002; Filgueiras, 2002; Munhoz & Felfili, 2006), enquanto nas savanas estudadas apresentou baixa riqueza e baixo percentual de cobertura. De acordo com Holmes (1995), nas terras baixas do Amazonas, as Asteraceae não alcançaram muito sucesso, sendo, portanto, as savanas amazônicas inadequadas para a maioria dos membros desta família.

Já a família Poaceae é a mais importante, contribuindo com 21% das espécies levantadas, apresentando maior riqueza, cobertura e frequência relativa. Seus indivíduos são favorecidos pela forma de crescimento, geralmente em touceiras ou estoloníferos, o que favorece seu predomínio.

A importância desta família em áreas de savanas tropicais é uma constante (Mantovani & Martins, 1993; Felfili *et al.*, 1994; Silva & Nogueira, 1999; Munhoz & Felfili, 2006; Guimarães *et al.*, 2002; Rocha *et al.*, 2014; Costa Neto *et al.*, 2017). Espécimes dos gêneros *Trachypogon*, *Paspalum* e *Axonopus* foram os mais frequentes, corroborando o que foi observado por Jansen-Jacobs & ter Steege (2000), nas savanas das Guianas. Já os gêneros *Andropogon*, *Echinoalaena* e *Schizachyrium*, bem representativos naquelas áreas, aqui apresentam menor destaque.

*Axonopus aureus*, *T. spicatus*, *P. pulchellum* e *M. loliforme* apresentaram elevado percentual de cobertura e de distribuição no maior número de áreas, sendo consideradas as espécies herbáceas mais importantes nos levantamentos fitossociológicos em áreas de savanas amazônicas.

Tratam-se de espécies com alta plasticidade fenotípica, o que favorece suas ocorrências nos mais diferentes ambientes, seja em locais úmidos seja em ambientes secos, em solo rico ou pobre de nutrientes, em diferentes gradientes altitudinais, o que favorece esse amplo espectro de colonização (Giraldo-Cañas, 2014).

A participação de espécies de Poaceae exóticas e invasoras em áreas de savana pode refletir níveis de perturbação antrópica. Nas áreas inventariadas, a presença ou o percentual de cobertura destas espécies foram

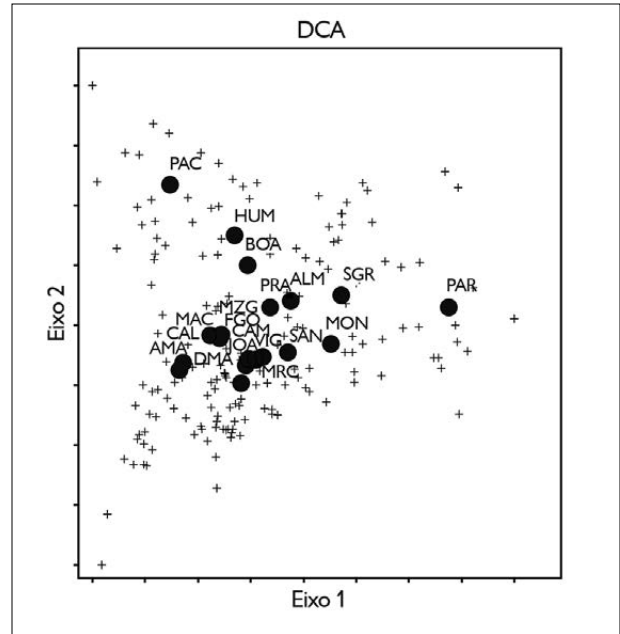


Figura 2. Gráfico resultante da ordenação por DCA (eixos 1 e 2) para a amostragem realizada nas áreas de savanas amazônicas, Brasil. Legendas: MRC = Maracanã, Pará; VIG = Vigia, Pará; JOA = Joanes, Pará; CAM = Camará, Pará; DMA = Deus-me-Ajude, Pará; SAN = Santarém, Pará; MON = Monte Alegre, Pará; PRA = Prainha, Pará; ALM = Almeirim, Pará; SGR = São Geraldo do Araguaia, Pará; PAR = Parauapebas, Pará; MAC = Macapá, Amapá; MZG = Mazagão, Amapá; FGO = Ferreira Gomes, Amapá; AMA = Amapá, Amapá; CAL = Calçoene, Amapá; PAC = Pacaraima, Roraima; BOA = Boa Vista, Roraima; HUM = Humaitá, Amazonas.

muito baixos, o que refletiria também em níveis baixos de antropização (Filgueiras, 2002).

De acordo com Silva & Nogueira (1999), *Echinoalaena inflexa* seria a espécie herbácea mais importante do Cerrado em sentido restrito, sendo citada por Guimarães *et al.* (2002) como indicadora de perturbação antrópica. Neste estudo, a espécie foi levantada apenas em Pacaraima (Roraima), com cerca de 12% de cobertura.

Possivelmente, a distância filogenética entre espécies nativas e não nativas nas áreas inventariadas pode estar contribuindo com a resistência biótica, favorecendo a menor invasibilidade das áreas. Os nichos ocupados pelas gramíneas nativas podem estar restringindo o estabelecimento das gramíneas invasoras. Maracanã, por exemplo, a área supostamente mais antropizada, com

duas espécies mais aparentadas filogeneticamente (*A. polydactylus* e *A. aureus*), domina o estrato herbáceo, com essas espécies competindo pelos mesmos recursos, o que pode estar impedindo a invasibilidade (Davis *et al.*, 2000).

Quatro espécies exóticas, duas endêmicas da Amazônia brasileira, cinco endêmicas do Brasil, onze endêmicas do estado do Pará, um novo registro para Amazônia brasileira, três novos registros para o Brasil e 28 para a Amazônia brasileira foram levantados no presente estudo (JBRJ, 2018). Este elevado número de novos registros sugere que as áreas de savanas amazônicas ainda não foram satisfatoriamente amostradas.

Através da análise de similaridade, essa baixa sobreposição de espécies é evidenciada, o que tem sido observado também em áreas de Cerrado do Brasil central (Munhoz & Felfili, 2007).

As áreas mais arenosas apresentam menos espécies e invariavelmente apenas duas são majoritárias, cobrindo mais de 50% de todo estrato herbáceo-arbustivo; já as áreas mais argilosas siltosas podem apresentar até quatro espécies dominando o estrato. Provavelmente, a umidade em áreas de savanas amazônicas tende a aumentar o número de espécies, diferentemente do que foi mencionado por Munhoz & Felfili (2008) para áreas de Cerrado do Brasil central.

As áreas de Pacaraima (Roraima), por sua altitude (ca. 900 m), Humaitá (Amazonas), pelo maior isolamento geográfico, Parauapebas, pela vegetação de canga – descrita por Pires (1973) como aberrante – e São Geraldo do Araguaia (Pará), por sua proximidade com o Cerrado do Brasil central, apresentaram menor similaridade; estes fatores também podem estar influenciando a heterogeneidade florística no componente herbáceo-arbustivo, com espécies exclusivas e endêmicas.

A DCA também evidencia claramente essas peculiaridades das áreas de Pacaraima, Humaitá, Parauapebas e São Geraldo do Araguaia, indicando diferentes composições florísticas e estruturação das respectivas áreas, destacando a necessidade da conservação

desses espaços, dentro de uma estratégia de conservação da diversidade das savanas amazônicas.

Além das características que possivelmente estarão contribuindo para diferenciação destas áreas, ficou evidente que, quanto mais próximas, mais similares elas são, e à medida em que aumenta a distância geográfica entre elas, a similaridade tende a cair, o que confirma a influência edáfica (homogeneidade) no aumento da similaridade (Legendre, 1993). Portanto, um número relativamente baixo de parcelas seria satisfatório para amostrar as espécies nas áreas mais próximas, o que corrobora a afirmação de Munhoz & Felfili (2007). Esta menor similaridade pode estar relacionada também às diferenças nos tamanhos das áreas (Ratter *et al.*, 2003).

Apesar da dominante e aparentemente homogênea cobertura gramínea, os estratos herbáceo-arbustivos das savanas amazônicas são significativamente distintos entre si, de acordo com o observado nas análises realizadas, o que implica alta especificidade desta vegetação. Diversos fatores podem estar influenciando na distinção entre a composição florística dessas áreas, sendo necessária a ampliação de estudos acerca das condições ambientais desta vegetação, com a finalidade de melhor compreendê-la.

## AGRADECIMENTOS

Este estudo foi apoiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (Edital Universal, processo 4861452013-1). Os autores agradecem ainda os comentários e as sugestões dos revisores e do editor.

## REFERÊNCIAS

- ANDRADE-LIMA, D., 1958. Viagem aos campos de Monte Alegre, PA: contribuição para o conhecimento de sua flora. **Boletim Técnico do Instituto Agrônomo do Norte** 36: 99-149.
- ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP (APG) IV, 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. **Botanical Journal of the Linnean Society** 181: 1-20.
- ARAÚJO, G. M., A. A. BARBOSA, A. A. ARANTES & A. F. AMARAL, 2002. Composição florística de veredas no município de Uberlândia, MG. **Brazilian Journal of Botany** 25(4): 475-493. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-84042002012000012>.



- AZEVEDO, L. G., 1967. Tipos eco-fisionômicos de vegetação do território federal do Amapá. **Revista Brasileira de Geografia** 29(2): 25-51.
- CARVALHO, W. D. & K. MUSTIN, 2017. The highly threatened and little known Amazonian savannahs. **Nature Ecology & Evolution** 1: 100. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41559-017-0100>.
- COSTA NETO, S. V., I. S. MIRANDA & A. E. S. ROCHA, 2017. Flora das savanas do estado do Amapá. In: A. M. BASTOS, J. P. MIRANDA JUNIOR & R. B. L. SILVA (Ed.): **Conhecimento e manejo sustentável da biodiversidade amapaense**: 65-94. Blucher, São Paulo.
- DANTAS, M. & I. A. RODRIGUES, 1982. **Estudos fitoecológicos do trópico úmido brasileiro**. IV – Levantamentos botânicos em campos do Rio Branco: 1-31. EMBRAPA-CPATU (Boletim de Pesquisa, n. 40), Belém.
- DAVIS, M. A., J. P. GRIME & K. THOMPSON, 2000. Fluctuating resources in plant communities: a general theory of invasibility. **Journal of Ecology** 88(3): 528-534. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1365-2745.2000.00473.x>.
- EITEN, G., 1977. Delimitação do conceito de Cerrado. **Arquivo do Jardim Botânico do Rio de Janeiro** 21: 125-134.
- EITEN, G., 1978. Delimitations of the Cerrado concept. **Vegetation** 36(3): 169-178. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02342599>.
- FELFILI, J. M., M. HARIDASAN, R. C. MENDONÇA, T. S. FILGUEIRAS, M. C. SILVA JUNIOR & A. V. REZENDE, 1994. Projeto biogeografia do bioma Cerrado: vegetação & solos. **Cadernos de Geociências** (12): 75-166.
- FIGUEROA, S. N. & C. A. NOBRE, 1990. Precipitation distribution over central and western tropical South America. **Climanálise** 5(6): 36-45.
- FILGUEIRAS, T. S. & B. A. S. PEREIRA, 1994. Flora do Distrito Federal. In: M. N. PINTO (Ed.): **Cerrado, caracterização, ocupação e perspectivas**: 345-404. Editora da Universidade de Brasília, Brasília.
- FILGUEIRAS, T. S., 2002. Herbaceous plant communities. In: P. S. OLIVEIRA & J. R. MARQUES (Ed.): **The Cerrados of Brazil**: ecology and natural history of a neotropical savanna: 121-139. Columbia University Press, New York.
- GIRALDO-CAÑAS, D., 2014. Las especies del género *Axonopus* (Poaceae: Panicoideae: Paspaleae) de Colombia. **Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales** 38(147): 130-176.
- GUIMARÃES, A. J. M., G. M. ARAÚJO & G. F. CORRÊA, 2002. Estrutura fitossociológica em área natural e antropizada de uma vereda em Uberlândia, MG. **Acta Botanica Brasilica** 16(3): 317-329. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062002000300007>.
- HOLMES, W. C., 1995. A review preparatory to an infrageneric classification of *Mikania* (tribe: Eupatorieae). In: D. J. N. HIND, C. JEFFREY & G. V. POPE (Ed.): **Advances in Compositae systematics**: 239-254. Royal Botanical Gardens, Kew.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE), 2012. **Manual técnico da vegetação brasileira**: 1-271. IBGE (Manuais Técnicos em Geociências, n. 1), Rio de Janeiro.
- JANSEN-JACOBS, M. & H. TER STEEGE, 2000. Southwest Guyana: a complex mosaic of savannahs and forests. In: H. TER STEEGE (Ed.): **Plant diversity in Guyana**: 147-157. Tropenbos Foundation, Wageningen.
- JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO (JBRJ), 2018. **Flora do Brasil 2020 em construção**. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora>. Acesso em: 12 setembro 2018.
- LEDOUX, P., 1969. Fitotopos, nas savanas equatoriais do Amapá, com desenvolvimento arbóreo ao máximo do potencial específico. **Ciência e Cultura** 21: 433-444.
- LEGENDRE, P., 1993. Spatial autocorrelation: trouble or new paradigm? **Ecology** 74(6): 1659-1673. DOI: <http://dx.doi.org/10.2307/1939924>.
- MANTOVANI, W. & F. R. MARTINS, 1993. Florística do Cerrado na Reserva Biológica de Moji Guaçu, SP. **Acta Botanica Brasilica** 7(1): 33-60. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33061993000100003>.
- MCCUNE, B. & M. J. MEFFORD, 2011. **PC-ORD**: multivariate analysis of ecological data. version 6.0. MjM Software, Gleneden Beach.
- MEIRELLES, M. L., R. C. OLIVEIRA, J. F. RIBEIRO, L. J. VIVALDI, L. A. RODRIGUES & G. P. SILVA, 2002. Utilização do método de interseção na linha em levantamento quantitativo do estrato herbáceo do Cerrado. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer** 9: 60-68.
- MENDONÇA, R. C., J. M. FELFILI, B. M. T. WALTER, M. C. SILVA JÚNIOR, A. V. REZENDE, T. S. FILGUEIRAS, P. E. NOGUEIRA & C. W. FAGG, 2008. Flora vascular do bioma Cerrado. In: S. M. SANO, S. P. ALMEIDA & J. F. RIBEIRO (Ed.): **Cerrado**: ecologia e flora: 421-1279. EMBRAPA Informação Tecnológica, Brasília.
- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA), 2008. **Lista de espécies ameaçadas de extinção**. MMA, Brasília.
- MIRANDA, I. S., 1993. Estrutura do estrato arbóreo do Cerrado amazônico em Alter do Chão, Pará, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica** 16: 143-150.
- MIRANDA, I. S. & A. CARNEIRO FILHO, 1994. Similaridade florística de algumas savanas amazônicas. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica** 10(2): 249-267.
- MIRANDA, I. S., M. L. ABSY & H. REBÊLO, 2002. Community structure of woody plants of Roraima savannas, Brazil. **Plant Ecology** 164(1): 109-123. DOI: <https://doi.org/10.1023/A:1021298328048>.

- MISSOURI BOTANICAL GARDEN, 2018. **Tropicos.org**. Disponível em: <http://www.tropicos.org>. Acesso em: março 2018.
- MORAES, B. C., J. M. N. COSTA, A. C. L. COSTA & M. H. COSTA, 2005. Variação espacial e temporal da precipitação no estado do Pará. **Acta Amazonica** 35(2): 207-214. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672005000200010>.
- MUELLER-DOMBOIS, D. & H. ELLENBERG, 1974. **Aims and methods of vegetation ecology**: 1-547. John Wiley, New York.
- MUNHOZ, C. B. R. & J. M. FELFILI, 2006. Fitossociologia do estrato herbáceo-subarbustivo de uma área de campo sujo no Distrito Federal, Brasil. **Acta Botanica Brasílica** 20(3): 671-685. DOI: [http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062006000300017](http://dx.doi.org/10.1590/org/10.1590/S0102-33062006000300017).
- MUNHOZ, C. B. R. & J. M. FELFILI, 2007. Florística do estrato herbáceo-subarbustivo de um campo limpo úmido em Brasília, Brasil. **Biota Neotropica** 7(3): 205-215. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1676-06032007000300022>.
- MUNHOZ, C. B. R. & J. M. FELFILI, 2008. Fitossociologia do estrato herbáceo-subarbustivo em campo limpo úmido no Brasil Central. **Acta Botanica Brasílica** 22(4): 905-913. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062008000400002>.
- PIRES, J. M., 1973. Tipos de vegetação da Amazônia. **Publicações Avulsas do Museu Paraense Emílio Goeldi** 20: 179-202.
- RATTER, J. A., S. BRIDGEWATER & J. F. RIBEIRO, 2003. Analysis of the floristic composition of the Brazilian Cerrado vegetation III: comparison of the wood vegetation of 376 areas. **Edinburgh Journal of Botany** 60(1): 57-109.
- RICHARDS, P.W., 1996. **The tropical rain forest**: an ecological study: 1-587. University Press, Cambridge.
- ROCHA, A. E. S. D., I. D. S. MIRANDA & S. V. D. COSTA NETO, 2014. Composição florística e chave de identificação das Poaceae ocorrentes nas savanas costeiras amazônicas, Brasil. **Acta Amazonica** 44(3): 301-314. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1809-4392201305173>.
- SALATI, E. & J. MARQUES, 1984. Climatology of the Amazon region. In: H. SIOLI (Ed.): **The Amazon - Limnology and landscape ecology of a mighty tropical river and its basin**: 127-166. Dr. W. Junk Publishers, Dordrecht.
- SANAIOTTI, T. M. & W. E. MAGNUSSON, 1995. Effects of annual fires on the production of fleshy fruits eaten by birds in a Brazilian Amazonian savanna. **Journal of Tropical Ecology** 11(1): 53-65. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0266467400008397>.
- SANAIOTTI, T. M., L. A. MARTINELLI, R. L. VICTORIA, S. E. TRUMBORE & P. B. CAMARGO, 2002. Past vegetation, in Amazon savannas determined using carbon isotopes of soil organic matter. **Biotropica** 34(1): 2-16. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2002.tb00237.x>.
- SANO, S. M., S. P. ALMEIDA & J. F. RIBEIRO, 2008. **Cerrado: ecologia e flora: v. II: checklist com 12.356 espécies**. EMBRAPA, Brasília.
- SILVA, M. A. & P. E. NOGUEIRA, 1999. Avaliação fitossociológica do estrato arbustivo-herbáceo em Cerrado *stricto sensu* após incêndio acidental, no Distrito Federal, Brasil. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer** 4: 65-79.
- TAKEUCHI, M., 1960. A estrutura da vegetação na Amazônia II. As savanas do norte da Amazônia. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica** 7: 1-14.
- THE INTERNATIONAL UNION FOR CONSERVATION OF NATURE (IUCN), 2013. **Lista vermelha de espécies ameaçadas de extinção da União Internacional para a Conservação da Natureza**. Disponível em: <http://www.iucnredlist.org>. Acesso em: 20 setembro 2018.

**Apêndice.** Relação das espécies herbáceo-arbustivas inventariadas em 19 áreas de savanas amazônicas, com *voucher* e seus respectivos atributos quantitativos. Legendas: FR = frequência relativa; CR = cobertura; VI = valor de importância (FR + CR); \* = endêmica do estado do Pará; ^ = endêmica do Brasil; \*\* = endêmica da Amazônia brasileira; ~ = primeiro registro para o Brasil; < = primeiro registro para a Amazônia brasileira; + = exótica.

(Continua)

Espécies	<i>Voucher</i>	FR	CR	VI
Acanthaceae				
<i>Ruellia anamariae</i> A. S. Reis, A. Gil & Kameyama *	Lobato, L.C.B., 4617	0,10	0,01	0,11
<i>R. geminiflora</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1202	1,43	0,98	2,41
Amaranthaceae				
<i>Alternanthera martii</i> R.E. Fr.	Rocha, A.E.S., 1898	0,10	0,10	0,20
Apocynaceae				
<i>Asclepias mellodora</i> St. Hil. Var. <i>mellodora</i>	Rocha, A.E.S., 1049	0,31	0,01	0,32
<i>Blepharodon pictum</i> (Vahl.) W.D. Stevens	Rocha, A.E.S., 1210	0,10	0,01	0,11
<i>Ditassa nigrescens</i> (E. Fourn.) W.D. Stevens ~	Rocha, A.E.S., 1662	0,10	0,00	0,11
<i>Mandevilla gracilis</i> (Kunth) J.F. Morales ~	Rocha, A.E.S., 1661	0,10	0,00	0,10
<i>M. hirsuta</i> (Rich.) K. Schum.	Rocha, A.E.S., 1762	0,31	0,06	0,36
<i>M. scaberula</i> N.E. Br.	Rocha, A.E.S., 1604	0,10	0,00	0,11
<i>M. tenuifolia</i> Woods.	Rocha, A.E.S., 1769	0,10	0,00	0,10
<i>Nephradenia</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1773	0,10	0,01	0,11
<i>Prestonia erecta</i> (Malme) J.F. Morales	Rocha, A.E.S., 1772	0,10	0,01	0,11
<i>Tabernaemontana angulata</i> Mart. ex Müll. Arg.	Rocha, A.E.S., 1866	0,31	0,09	0,40
Araceae				
<i>Anthurium lindmanianum</i> Engl.	Rocha, A.E.S., 1830	0,10	0,06	0,16
<i>Caladium bicolor</i> Vent.	Rocha, A.E.S., 1323	0,20	0,06	0,27
<i>Philodendron distantilobum</i> K. Krause	Lobato, L.C.B., 4259	0,10	0,01	0,11
Arecaceae				
<i>Attalea spectabilis</i> Mart.	Rocha, A.E.S., 1881	0,10	0,02	0,12
<i>Syagrus cocoides</i> Mart.	Rocha, A.E.S., 864	0,10	0,14	0,24
<i>S. comosa</i> (Mart.) Mart.	Rocha, A.E.S., 1783	0,10	0,03	0,13
Asteraceae				
<i>Aspilia attenuata</i> (Gardner) Baker	Rocha, A.E.S., 1801	0,10	0,03	0,13
<i>Ayapana amygdalina</i> (Lam.) R.M. King & H. Rob.	Rocha, A.E.S., 2039	0,10	0,04	0,14
<i>Chromolaena tecta</i> (Gardn.) K. & R. ^	Davidse, 17651	0,10	0,00	0,11
<i>Ichthyothere terminalis</i> (Spreng.) S.F. Blake	Rocha, A.E.S., 1861	1,33	0,68	2,00
<i>Lepidaploa muricata</i> (DC.) H. Rob. ^	Rocha, A.E.S., 1809	0,10	0,00	0,10
<i>Lessingianthus monocephalus</i> (Gardner) H. Rob.	Rocha, A.E.S., 1768	0,10	0,01	0,11
<i>Monogereion carajensis</i> G.M. Barroso & R.M. King *	Rocha, A.E.S., 1811	0,10	0,01	0,11
<i>Riencourtia latifolia</i> Gardn.	Rocha, A.E.S., 1287	0,10	0,00	0,10
<i>R. pedunculosa</i> (Rich.) Pruski	Rocha, A.E.S., 1219	0,31	0,04	0,34
<i>Unxia camphorata</i> L.f.	Rocha, A.E.S., 1376	0,31	0,17	0,47

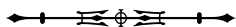




Apêndice.

(Continua)

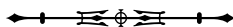
Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Bignoniaceae				
<i>Adenocalymma allamandiflorum</i> (Bureau ex K. Schum.) L.G. Lohmann ^	Rocha, A.E.S., 577	0,10	0,02	0,12
<i>A. magnificum</i> Mart. ex DC.	Rocha, A.E.S., 1254	0,31	0,07	0,37
<i>Anemopaegma longipetiolatum</i> Sprague	Secco, R.S., 605	0,10	0,01	0,12
<i>Tanaecium bilabiatum</i> (Sprague) L.G. Lohmann	Rocha, A.E.S., 1816	0,10	0,00	0,11
<i>Fridericia cinnamomea</i> (DC.) L.G. Lohmann	Lobato, L.C.B., 3255	0,10	0,01	0,11
Boraginaceae				
<i>Varronia multicapitata</i> (Britton ex Rusby) J.S. Mill.	Rocha, A.E.S., 1273	0,10	0,00	0,11
Bromeliaceae				
<i>Dickia duckei</i> L.B. Smith	Rocha, A.E.S., 1797	0,20	0,09	0,29
Burmanniaceae				
<i>Burmanna capitata</i> (Walter ex J.F. Gmel.) Mart.	Rocha, A.E.S., 1085	0,31	0,16	0,47
<i>B. flava</i> Mart.	Rocha, A.E.S., 1824	0,10	0,00	0,10
Caryophyllaceae				
<i>Polycarpha corymbosa</i> (L.) Lam.	Rocha, A.E.S., 1942	0,10	0,00	0,11
Cleomaceae				
<i>Physoctenon guianense</i> (Aubl.) Malme	Rocha, A.E.S., 1890	0,10	0,04	0,14
Connaraceae				
<i>Connarus incompactus</i> Planch.	Rosa, N.A., 1451	0,10	0,03	0,13
<i>C. suberosus</i> Planch.	Aragão, I., 152	0,10	0,02	0,12
<i>Rourea cuspidata</i> Benth. ex Baker	Rocha, A.E.S., 58	0,10	0,01	0,11
<i>R. doniana</i> Baker	Rocha, A.E.S., 969	0,10	0,06	0,16
Convolvulaceae				
<i>Evolvulus glomeratus</i> Nees & C. Mart.	Rocha, A.E.S., 1723	0,10	0,00	0,10
<i>Ipomoea carajasensis</i> D.F. Austin *	Trindade, J.P., 233	0,10	0,05	0,16
<i>I. cavalcantei</i> D.F. Austin *	Rocha, A.E.S., 1789	0,10	0,20	0,30
<i>I. goyazensis</i> Gard.	Rocha, A.E.S., 1232	0,10	0,00	0,10
<i>Merremia aturensis</i> (Kunth) Hallier f.	Rocha, A.E.S., 1137	0,71	0,26	0,97
Cyperaceae				
<i>Bulbostylis capillaris</i> (L.) C.B. Clarke	Rocha, A.E.S., 1575	1,12	1,64	2,76
<i>B. conifera</i> (Kunth) Beetle	Rocha, A.E.S., 1640	0,10	0,02	0,12
<i>B. fasciculata</i> Cherm.	Rocha, A.E.S., 1757	0,10	0,02	0,12
<i>B. junciformis</i> (Kunth) C.B. Clarke	Rocha, A.E.S., 1565	0,51	0,58	1,09
<i>B. lanata</i> (Kunth) Lindm.	Rocha, A.E.S., 1596	0,82	1,51	2,33
<i>B. oritrephes</i> (Ridl.) C.B. Clarke +	Rocha, A.E.S., 1571	0,41	0,16	0,57
<i>B. paradoxa</i> C.B. Clarke	Rocha, A.E.S., 1112	0,10	0,01	0,11



## Apêndice.

(Continua)

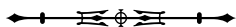
Espécies	Voucher	FR	CR	VI
<i>B. truncata</i> (Nees) M.T. Strong	Rocha, A.E.S., 1584	0,10	0,00	0,10
<i>B. vestita</i> (Kunth) C.B. Clarke	Rocha, A.E.S., 1417	0,20	0,09	0,29
<i>Cyperus amabilis</i> Vahl	Rocha, A.E.S., 1917	0,10	0,01	0,11
<i>C. haspan</i> L.	Rocha, A.E.S., 1310	0,31	0,01	0,32
<i>C. ligularis</i> L.	Rocha, A.E.S., 1556	0,31	0,03	0,34
<i>Eleocharis filiculmis</i> Kunth.	Rocha, A.E.S., 1598	0,10	0,00	0,10
<i>E. minima</i> Kunth.	Rocha, A.E.S., 1570	0,10	0,00	0,10
<i>Fimbristylis aestivalis</i> Vahl	Rocha, A.E.S., 1615	0,20	0,43	0,64
<i>F. dichotoma</i> (L.) Vahl	Rocha, A.E.S., 1573	0,10	0,00	0,10
<i>Fimbristylis</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1846	0,10	0,01	0,11
<i>Hypolytrum pulchrum</i> (Rudge) H. Pfeiff.	Rocha, A.E.S., 1618	0,20	0,13	0,33
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	Rocha, A.E.S., 1574	0,20	0,07	0,28
<i>L. verticillatus</i> (Spreng.) T. Koyama & Maguire	Rocha, A.E.S., 1916	0,10	0,00	0,10
<i>Rhynchospora acanthoma</i> A.C. Araújo & Long *	Rocha, A.E.S., 1758	0,20	0,06	0,27
<i>R. barbata</i> (Vahl) Kunth	Rocha, A.E.S., 1550	1,53	2,13	3,66
<i>R. cephalotes</i> (L.) Vahl	Rocha, A.E.S., 2028	0,82	0,60	1,41
<i>R. filiformis</i> Vahl	Rocha, A.E.S., 1579	0,20	0,08	0,28
<i>R. globosa</i> (Kunth) Roem. & Schult.	Rocha, A.E.S., 1614	0,31	0,07	0,38
<i>R. hirsuta</i> (Vahl) Vahl	Rocha, A.E.S., 1853	0,41	0,93	1,33
<i>R. nervosa</i> subsp. <i>ciliata</i> (G. Mey.) T. Koyama	Rocha, A.E.S., 1547	1,12	1,10	2,22
<i>R. pilosa</i> Boeckeler <	Rocha, A.E.S., 1347	0,20	0,07	0,27
<i>R. riparia</i> (Nees) Boeckeler	Rocha, A.E.S., 1568	0,20	0,01	0,22
<i>R. spruceana</i> C.B. Clarke <	Rocha, A.E.S., 1261	0,31	0,22	0,53
<i>R. tenuis</i> Willd. ex Link	Rocha, A.E.S., 2053	0,10	0,01	0,12
<i>Scleria bracteata</i> Cav.	Rocha, A.E.S., 1978	0,31	0,15	0,46
<i>S. cyperina</i> Willd. Ex Kunth	Rocha, A.E.S., 1607	0,61	1,06	1,67
<i>S. hirtela</i> Sw.	Rocha, A.E.S., 1597	0,41	0,25	0,66
<i>S. lagoensis</i> Boeckeler <	Rocha, A.E.S., 1601	0,10	0,00	0,10
<i>S. reticularis</i> Michx.	Rocha, A.E.S., 1581	0,10	0,00	0,10
<i>S. rugosa</i> R. Br.	Rocha, A.E.S., 1600	0,10	0,00	0,10
<i>S. verticillata</i> Muhl. Ex Willd.	Rocha, A.E.S., 1108	0,51	0,46	0,97
Dilleniaceae				
<i>Davilla nitida</i> (Vahl.) Kubitzki	Rocha, A.E.S., 1285	0,41	0,05	0,46
<i>Tetracera asperula</i> Miq.	Melinon, M., 1864	0,10	0,06	0,16
<i>T. willdenowiana</i> Steud.	Rocha, A.E.S., 1081	0,10	0,02	0,12
Dioscoreaceae				
<i>Dioscorea ceratandra</i> Uline <	Knowles, O.H., 1514	0,10	0,00	0,11



Apêndice.

(Continua)

Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Droseraceae				
<i>Drosera cayennensis</i> Sagot ex Diels	Rocha, A.E.S., 1368	0,41	0,06	0,47
Eriocaulaceae				
<i>Paepalanthus lamarckii</i> Kunth.	Rocha, A.E.S., 403	0,20	0,08	0,29
<i>P. polytrichoides</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1328	0,10	0,00	0,10
<i>Syngonanthus humboldtii</i> (Kunth) Ruhland	Rocha, A.E.S., 1827	0,10	0,00	0,11
Euphorbiaceae				
<i>Croton ferrugineus</i> Kunth +	Rocha, A.E.S., 1799	0,10	0,23	0,33
<i>C. glandulosus</i> L.	Rocha, A.E.S., 2059	0,10	0,00	0,11
<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Rocha, A.E.S., 1309	0,10	0,00	0,10
<i>Manihot caerulea</i> Pohl	Rocha, A.E.S., 1855	0,20	0,06	0,26
<i>M. gracilis</i> Pohl <	Rocha, A.E.S., 1367	0,10	0,00	0,10
<i>Microstachys corniculata</i> (Vahl) Griseb.	Rocha, A.E.S., 1892	0,61	0,11	0,73
Fabaceae				
<i>Aeschynomene brasiliana</i> var. <i>brasiliana</i>	Silva, W.L., 22	0,10	0,02	0,12
<i>A. hytrix</i> Poir.	Rocha, A.E.S., 1542	0,61	0,07	0,68
<i>Ancistrotropis peduncularis</i> (Kunth) A. Delgado	Rocha, A.E.S., 1344	0,31	0,02	0,32
<i>Centrosema brasilianum</i> (L.) Benth.	Rocha, A.E.S., 1154	0,31	0,11	0,41
<i>C. pascuorum</i> Mart. Ex Benth.	Rocha, A.E.S., 1784	0,10	0,00	0,10
<i>C. venosum</i> Mart.	Rocha, A.E.S., 1921	0,31	0,06	0,37
<i>Chamaecrista curvifolia</i> (Vogel) Afr. Fern. & E.P. Nunes	Rocha, A.E.S., 1406	0,10	0,02	0,12
<i>C. desvauxii</i> (Collad.) Killip	Rocha, A.E.S., 1806	0,20	0,01	0,21
<i>C. diphylla</i> (L.) Greene	Rocha, A.E.S., 1742	1,22	0,34	1,56
<i>C. flexuosa</i> (L.) Greene	Rocha, A.E.S., 1748	0,51	0,03	0,54
<i>C. hispidula</i> (Vahl) H.S. Irwin & Barneby	Rocha, A.E.S., 1685	0,82	1,85	2,67
<i>C. ramosa</i> (Vogel) H.S. Irwin & Barneby	Rocha, A.E.S., 1851	0,61	0,72	1,34
<i>Clitoria guianensis</i> (Aubl.) Benth.	Rocha, A.E.S., 1447	0,31	0,02	0,32
<i>C. laurifolia</i> Poir.	Rocha, A.E.S., 1213	0,41	0,07	0,48
<i>C. simplicifolia</i> (Kunth) Benth.	Silva, W.L., 09	0,10	0,01	0,11
<i>Crotalaria maypurensis</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1703	0,10	0,02	0,12
<i>C. stipularia</i> Desv.	Rocha, A.E.S., 1944	0,10	0,01	0,11
<i>Derris floribunda</i> (Benth.) Ducke	Rocha, A.E.S., 1153	0,10	0,00	0,11
<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	Mesquita, A.S., 90	0,31	0,01	0,31
<i>Dioclea bicolor</i> Benth.	Rocha, A.E.S., 1800	0,20	0,03	0,23
<i>D. guianensis</i> Benth.	Rocha, A.E.S., 1790	0,10	0,00	0,11
<i>D. virgata</i> (Rich.) Amshoff	Rocha, A.E.S., 1867	0,20	0,01	0,22
<i>Eriosema crinitum</i> (H.B.K.) E. Mey	Rocha, A.E.S., 1684	1,12	0,15	1,27



Apêndice.

(Continua)

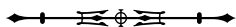
Espécies	Voucher	FR	CR	VI
<i>E. glaziovii</i> Harms <	Silva, M.G., 4143	0,10	0,04	0,14
<i>E. simplicifolium</i> (Kunth) G. Don	Rocha, A.E.S., 1682	0,82	0,16	0,97
<i>Galactia jussiaeana</i> H.B.K.	Rocha, A.E.S., 1673	1,33	2,17	3,49
<i>Harpalyce brasiliana</i> Benth.	Rocha, A.E.S., 1760	0,10	0,00	0,11
<i>Helicotropis linearis</i> (Kunth) A. Delgado	Rocha, A.E.S., 1236	0,41	0,08	0,49
<i>Leptolobium nitens</i> Vogel	Maciel, U.N., 1623	0,20	0,11	0,31
<i>Macroptilium gracile</i> (Poepp. Ex Benth.) Urb.	Rocha, A.E.S., 1343	0,41	0,07	0,48
<i>Mimosa acutistipula</i> Barneby	Harley 57383	0,10	0,07	0,17
<i>M. microcephala</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	Rocha, A.E.S., 1660	0,10	0,00	0,11
<i>M. somnians</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	Rocha, A.E.S., 1817	0,10	0,03	0,13
<i>Periandra coccinea</i> (Schrad.) Benth.	Rocha, A.E.S., 1802	0,10	0,00	0,11
<i>P. mediterranea</i> (Vell.) Taub.	Rocha, A.E.S., 1819	0,31	0,26	0,56
<i>Stylosanthes angustifolia</i> Vogel	Silva, W.L., 13	0,20	0,01	0,21
<i>S. gracilis</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1821	0,31	0,01	0,32
<i>S. guianensis</i> (Aubl.) Sw.	Rocha, A.E.S., 1560	0,31	0,01	0,32
<i>S. viscosa</i> (L.) Sw.	Rocha, A.E.S., 1899	0,10	0,05	0,15
<i>Tephrosia sessiliflora</i> (Poir.) Hassl.	Rocha, A.E.S., 1342	0,10	0,00	0,11
<i>Zornia crinita</i> (Mohlenbr.) Vanni <	Rocha, A.E.S., 1671	0,10	0,00	0,10
<i>Z. diphylla</i> (L.) Pers. +	Rocha, A.E.S., 1895	0,10	0,00	0,11
<i>Z. guanipensis</i> Pittier	Silva, W.L., 27	0,20	0,02	0,23
<i>Z. vichadana</i> (Killip ex Mohl.) Fort.-Perez & A.M.G. Azevedo	Rocha, A.E.S., 1719	0,10	0,01	0,11
Gentianaceae				
<i>Chelonanthus viridiflorus</i> (Mart.) Gilg	Rocha, A.E.S., 1667	0,10	0,00	0,10
<i>Coutoubea ramosa</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1707	0,10	0,10	0,20
<i>Curtia tenuifolia</i> (Aubl.) Knobl.	Rocha, A.E.S., 1626	0,71	0,29	1,01
<i>Deianira erubescens</i> Cham. & Schtdl. <	Rocha, A.E.S., 1786	0,10	0,00	0,11
<i>Neurotheca loeselioides</i> (Spruce ex Progel) Baill.	Rocha, A.E.S., 1139	0,20	0,12	0,32
<i>Schultesia brachyptera</i> Cham.	Rocha, A.E.S., 1341	0,20	0,01	0,21
<i>S. guianensis</i> (Aubl.) Malme	Rocha, A.E.S., 1813	0,10	0,01	0,11
<i>Tetrapollinia caerulescens</i> (Aubl.) Maguire & B.M. Boom	Rocha, A.E.S., 1364	0,41	0,02	0,42
Haemodoraceae				
<i>Schiekia orinocensis</i> (Kunth) Meisn.	Rocha, A.E.S., 1594	0,20	0,00	0,21
Heliconiaceae				
<i>Heliconia psittacorum</i> L. f.	Rocha, A.E.S., 1246	0,20	0,01	0,21
Hypoxidaceae				
<i>Curculigo scorzonrifolia</i> (Lam.) Backer	Rocha, A.E.S., 1980	0,41	0,08	0,49



Apêndice.

(Continua)

Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Iridaceae				
<i>Cipura paludosa</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1982	0,20	0,05	0,26
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng. <	Rocha, A.E.S., 1648	0,61	0,13	0,74
Lamiaceae				
<i>Aegiphila floribunda</i> O. Moritz. & Moldenke ~	Rocha, A.E.S., 1366	0,10	0,03	0,13
<i>A. integrifolia</i> (Jacq.) B.D. Jacks.	Rocha, A.E.S., 1289	0,41	0,20	0,61
<i>Amasonia campestris</i> (Aubl.) Moldenke	Rocha, A.E.S., 1872	0,51	0,05	0,56
<i>A. hirta</i> Benth	Rocha, A.E.S., 1818	0,10	0,00	0,11
<i>Hyptis alutacea</i> Pohl. Ex Benth	Rocha, A.E.S., 1286	0,20	0,26	0,46
<i>H. atrorubens</i> Poit.	Rocha, A.E.S., 1332	0,10	0,00	0,11
<i>H. crenata</i> Pohl ex Benth.	Rocha, A.E.S., 2018	0,31	0,20	0,50
<i>Vitex triflora</i> Vahl	Rocha, A.E.S., 588	0,10	0,04	0,14
Lauraceae				
<i>Cassytha filiformis</i> L.	Rocha, A.E.S., 1826	0,20	0,01	0,22
Lentibulariaceae				
<i>Utricularia oliveriana</i> Stey	Rocha, A.E.S., 1924	0,20	0,02	0,22
Loganiaceae				
<i>Mitreola petiolata</i> (Walter ex J.F. Gmel.) Torr. & A. Gray	Rocha, A.E.S., 1862	0,10	0,02	0,12
Loranthaceae				
<i>Psittacanthus biternatus</i> (Hoffmanns.) G. Don	Rocha, A.E.S., 1902	0,10	0,01	0,11
Lycopodiaceae				
<i>Palhinhaea cernua</i> (L.) Franco & Vasc.	Rocha, A.E.S., 1659	0,10	0,00	0,11
Lythraceae				
<i>Cuphea annulata</i> Koehne	Rocha, A.E.S., 1807	0,10	0,12	0,23
<i>C. flava</i> Spreng. < ^	Rocha, A.E.S., 1858	0,10	0,02	0,12
<i>C. mimuloides</i> Cham. & Schtdl. <	Rocha, A.E.S., 1904	0,20	0,11	0,32
<i>C. odonellii</i> Lourt.	Prance, G.T., 3375	0,10	0,00	0,10
<i>Cuphea</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1794	0,10	0,15	0,25
<i>C. tenuissima</i> Koehne	Rocha, A.E.S., 1761	0,51	0,09	0,60
<i>Lafoesia pacari</i> A. St.-Hil. <	Lobato, L.C.B., 3954	0,10	0,01	0,11
Malpighiaceae				
<i>Banisteriopsis malifolia</i> var. <i>appressa</i> B. Gates	Rocha, A.E.S., 1812	0,10	0,10	0,20
<i>B. stellaris</i> Gates	Rocha, A.E.S., 1805	0,10	0,03	0,14
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) DC.	Rocha, A.E.S., 1353	0,61	0,29	0,91
<i>Janusia janusoides</i> W.R. Anderson	Rocha, A.E.S., 1905	0,10	0,00	0,10
<i>J. prancei</i> W.R. Anderson	Rocha, A.E.S., 1999	0,10	0,01	0,11



Apêndice.

(Continua)

Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Malvaceae				
<i>Eriotheca globosa</i> (Aubl.) A. Robyns	Pires, J.M., 2404	0,10	0,02	0,12
<i>Helicteres eitenii</i> Leane	Rocha, A.E.S., 1776	0,20	0,23	0,43
<i>H. sacarolha</i> A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess. <	Nascimento, O.C., 1070	0,10	0,35	0,45
<i>Hibiscus furcellatus</i> Lam.	Rocha, A.E.S., 1446	0,10	0,00	0,11
<i>Melochia villosa</i> (Mill.) Fawc. & Rendle	Rocha, A.E.S., 1674	0,10	0,02	0,12
<i>Pavonia guerkeana</i> R.E. Fr. <	Rocha, A.E.S., 1993	0,10	0,01	0,11
<i>Sida linifolia</i> Cav. <	Rocha, A.E.S., 1128	0,20	0,00	0,21
<i>Sida</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1770	0,10	0,01	0,11
<i>Waltheria indica</i> L.	Rocha, A.E.S., 1541	0,10	0,01	0,11
Marantaceae				
<i>Myrosma cannifolia</i> L.f.	Rocha, A.E.S., 1322	0,10	0,02	0,12
Marcgraviaceae				
<i>Norantea goyazensis</i> Cambess	Rocha, A.E.S., 1893	0,20	0,38	0,59
Melastomataceae				
<i>Acisanthera crassipes</i> (Naudin) Wurdack	Rocha, A.E.S., 1595	0,31	0,13	0,44
<i>A. uniflora</i> (Vahl) Gleason	Rocha, A.E.S., 2038	0,10	0,01	0,11
<i>Appendicularia thymifolia</i> (Bonpl.) DC.	Rocha, A.E.S., 1793	0,31	0,05	0,36
<i>Bellucia acutata</i> Pilger	Rocha, A.E.S., 2004	0,10	0,00	0,11
<i>Clidemia hirta</i> (L.) D.Don	Rocha, A.E.S., 1959	0,20	0,05	0,26
<i>C. strigilosa</i> (Sw.) DC.	Rocha, A.E.S., 1652	0,10	0,02	0,12
<i>Comolia villosa</i> (Aubl.) Triana	Rocha, A.E.S., 1544	0,41	0,49	0,89
<i>Leandra aurea</i> (Cham.) Cogn. <	Rocha, A.E.S., 1098	0,10	0,00	0,10
<i>Macairea pachyphylla</i> Benth.	Rocha, A.E.S., 2003	0,10	0,01	0,11
<i>M. taxifolia</i> (A. St.-Hil.) DC.	Rocha, A.E.S., 1656	0,10	0,00	0,10
<i>Miconia alata</i> (Aubl.) DC.	Wardil, M.V., 260	0,10	0,04	0,14
<i>M. albicans</i> (Sw.) Steud.	Rocha, A.E.S., 1102	0,20	0,06	0,27
<i>M. ciliata</i> (Rich.) DC.	Rocha, A.E.S., 1654	0,10	0,41	0,51
<i>M. rufescens</i> (Aubl.) DC.	Rocha, A.E.S., 1653	0,20	0,10	0,30
<i>M. macrothyrsa</i> Benth.	Rocha, A.E.S., 1655	0,10	0,00	0,11
<i>M. rubiginosa</i> (Bonpl.) DC.	Rocha, A.E.S., 1543	0,10	0,00	0,11
<i>M. tiliaefolia</i> Naud.	Rocha, A.E.S., 2002	0,10	0,01	0,11
<i>Pterolepis trichotoma</i> (Rottb.) Cogn.	Rocha, A.E.S., 1317	0,20	0,03	0,24
<i>Rhynchanthera grandiflora</i> (Aubl.) DC.	Rocha, A.E.S., 1991	0,10	0,01	0,11
<i>Siphanthera arenaria</i> (DC.) Cogn. <	Rocha, A.E.S., 1657	0,10	0,04	0,14
<i>Tibouchina aspera</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1651	1,12	2,50	3,62
<i>Tococa nitens</i> (Benth.) Triana	Rocha, A.E.S., 1777	0,10	0,00	0,11

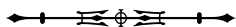




Apêndice.

(Continua)

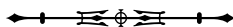
Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Menispermaceae				
<i>Cissampelos laxiflora</i> Moldenke	Rocha, A.E.S., 1700	0,10	0,02	0,12
<i>C. ovalifolia</i> DC.	Rocha, A.E.S., 1675	0,31	0,03	0,34
Molluginaceae				
<i>Mollugo verticillata</i> L.	Rocha, A.E.S., 1886	0,10	0,07	0,17
Moraceae				
<i>Dorstenia asaroides</i> Hook.	Rocha, A.E.S., 1930	0,20	0,01	0,22
<i>D. brasiliensis</i> Lam.	Rocha, A.E.S., 1316	0,10	0,00	0,10
Myrtaceae				
<i>Eugenia biflora</i> (L.) DC.	Rocha, A.E.S., 1147	0,10	0,01	0,11
<i>E. puniceifolia</i> (Kunth) DC.	Rocha, A.E.S., 2056	1,12	0,35	1,47
<i>E. stictopetala</i> Mart. ex DC.	Rocha, A.E.S., 1901	0,10	0,01	0,11
<i>Myrcia bracteata</i> (Rich.) DC.	Rocha, A.E.S., 1891	0,10	0,00	0,10
<i>M. cuprea</i> (O. Berg) Kiaersk.	Rocha, A.E.S., 1148	0,41	0,15	0,56
<i>M. guianensis</i> Barb. Rodr.	Rocha, A.E.S., 1782	0,10	0,01	0,11
<i>M. multiflora</i> (Lam.) DC.	Rocha, A.E.S., 1887	0,10	0,03	0,14
<i>M. splendens</i> (Sw.) DC.	Silva, N.T., 5488	0,10	0,01	0,11
<i>Myrciaria tenella</i> (DC.) O. Berg	Rocha, A.E.S., 827	0,10	0,01	0,11
Ochnaceae				
<i>Ouratea discophora</i> Ducke	Rocha, A.E.S., 1909	0,10	0,02	0,12
<i>O. cassinifolia</i> (A. DC.) Engl. **	Rocha, A.E.S., 1495	0,10	0,00	0,11
<i>O. racemiformis</i> Ule	Rocha, A.E.S., 1200	0,41	0,10	0,51
<i>Sauvagesia erecta</i> L.	Rocha, A.E.S., 1649	0,41	0,15	0,56
<i>S. sprengellii</i> A. St. Hil	Rocha, A.E.S., 1386	0,10	0,00	0,10
<i>S. tenella</i> Lam.	Rocha, A.E.S., 1941	0,20	0,01	0,21
Onagraceae				
<i>Ludwigia longifolia</i> (DC.) H. Hara	Rocha, A.E.S., 1997	0,10	0,01	0,11
Orchidaceae				
<i>Catasetum discolor</i> (Lindl.) Lindl.	Rocha, A.E.S., 1798	0,10	0,01	0,11
<i>Encyclia randii</i> (Barb. Rodr.) Porto & Brade	Silva, J.B.F., 39	0,10	0,01	0,11
<i>Galeandra stylloisantha</i> (Vell.) Hoehne	Rocha, A.E.S., 1260	0,20	0,05	0,26
<i>Habenaria hamata</i> Barb. Rodr.	Rocha, A.E.S., 1084	0,10	0,00	0,10
<i>H. leprieuri</i> Rchb. f.	Rocha, A.E.S., 1940	0,31	0,02	0,32
<i>H. longipedicelata</i> Hoehne	Rocha, A.E.S., 1231	0,10	0,00	0,10
<i>H. nuda</i> Lindl.	Rocha, A.S.R., 1037	0,10	0,00	0,10
<i>Habenaria</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1947	0,10	0,01	0,11
<i>Sobralia liliastrum</i> Lindl.	Silva, C.A.S., 567	0,10	0,09	0,19



Apêndice.

(Continua)

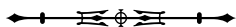
Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Orobanchaceae				
<i>Agalinis hispidula</i> (Mart.) D'Arcy	Rocha, A.E.S., 1277	0,10	0,00	0,11
<i>Buchnera palustris</i> (Aubl.) Spreng.	Rocha, A.E.S., 1664	0,20	0,05	0,25
Oxalidaceae				
<i>Oxalis densifolia</i> Zucc. <	Rocha, A.E.S., 1785	0,10	0,04	0,14
Passifloraceae				
<i>Passiflora foetida</i> L.	Rocha, A.E.S., 1256	0,20	0,01	0,21
<i>P. misera</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1665	0,10	0,01	0,11
Phyllanthaceae				
<i>Phyllanthus niruri</i> L.	Rocha, A.E.S., 1270	0,71	0,14	0,86
<i>P. stipulatus</i> (Raf.) Webster	Rocha, A.E.S., 1780	0,10	0,01	0,11
Poaceae				
<i>Alloteropsis cimicina</i> (L.) Stapf	Rocha, A.E.S., 1453	0,10	0,00	0,11
<i>Andropogon angustatus</i> (J. Presl) Steud.	Rocha, A.E.S., 1553	0,10	0,00	0,10
<i>A. bicornis</i> L.	Rocha, A.E.S., 1562	0,31	0,01	0,31
<i>A. fastigiatus</i> Sw.	Rocha, A.E.S., 1552	0,20	0,00	0,21
<i>A. gayanus</i> Kunth. +	Rocha, A.E.S., 1567	0,20	0,00	0,21
<i>A. leucostachyus</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1678	1,02	2,08	3,10
<i>A. selloanus</i> (Hack.) Hack.	Rocha, A.E.S., 1566	0,20	0,00	0,21
<i>Anthaenantia lanata</i> (Kunth) Benth.	Rocha, A.E.S., 1955	1,43	2,16	3,58
<i>Aristida capillacea</i> Lam.	Rocha, A.E.S., 2027	0,20	0,08	0,29
<i>A. longifolia</i> Trin.	Rocha, A.E.S., 2019	0,10	0,00	0,11
<i>A. torta</i> (Nees) Kunth	Rocha, A.E.S., 1554	0,61	1,08	1,69
<i>Arundinella berteroniana</i> (Schult.) Hitchc. & Chase <				
<i>Axonopus amapaensis</i> G.A. Black **	Rocha, A.E.S., 1136	0,41	0,92	1,33
<i>A. anceps</i> (Mez) Hitchc.	Rocha, A.E.S., 1610	0,10	1,11	1,21
<i>A. aureus</i> P. Beauv.	Rocha, A.E.S., 1559	1,83	11,23	13,07
<i>A. carajasensis</i> Bastos *	Rocha, A.E.S., 1843	0,10	0,01	0,12
<i>A. compressus</i> (Sw.) P. Beauv.	Rocha, A.E.S., 2051	0,10	0,00	0,10
<i>A. fissifolius</i> (Raddi) KuhlM.	Rocha, A.E.S., 1953	0,10	0,01	0,11
<i>A. longispicus</i> (Döll) KuhlM.	Rocha, A.E.S., 1747	0,31	1,50	1,80
<i>A. polydactylus</i> (Steud.) Dedecca	Rocha, A.E.S., 2064	0,10	1,90	2,00
<i>A. pressus</i> (Nees ex Steud.) Parodi	Rocha, A.E.S., 1836	0,10	0,02	0,13
<i>A. pubivaginatus</i> Henrard	Rocha, A.E.S., 1680	0,51	0,80	1,31
<i>A. purpusii</i> (Mez) Chase	Rocha, A.E.S., 1557	0,51	1,19	1,70
<i>A. rupestris</i> Davidse	Rocha, A.E.S., 1845	0,10	0,02	0,12
<i>A. scolparius</i> (Fluggé) KuhlM.	Rocha, A.E.S., 1968	0,10	0,00	0,10



Apêndice.

(Continua)

Espécies	Voucher	FR	CR	VI
<i>A. senescens</i> (Döll) Henrard	Rocha, A.E.S., 1416	0,20	0,55	0,76
<i>Axonopus</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1532	0,20	1,58	1,79
<i>Cenchrus americanus</i> (L.) R.Br. <	Rocha, A.E.S., 2049	0,10	0,00	0,10
<i>Coleataenia stenodes</i> (Griseb.) Soreng	Rocha, A.E.S., 1590	0,71	1,04	1,76
<i>Ctenium concissum</i> Swallen	Rocha, A.E.S., 1995	0,10	0,05	0,15
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase	Rocha, A.E.S., 1611	0,10	0,62	0,72
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze	Costa-Neto, S.V., 3019	0,20	0,41	0,62
<i>Eragrostis maypurensis</i> (Kunth) Steud.	Rocha, A.E.S., 1166	0,10	0,00	0,11
<i>E. uniolooides</i> (Retz.) Nees	Rocha, A.E.S., 1835	0,20	0,07	0,28
<i>Gymnopogon foliosus</i> (Willd.) Nees	Rocha, A.E.S., 1569	0,71	0,30	1,01
<i>Ichnanthus calvescens</i> (Nees ex Trin.) Döll	Rocha, A.E.S., 1133	0,20	0,00	0,21
<i>I. hoffmannseggii</i> (Roem. & Schult.) Döll	Rocha, A.E.S., 1728	0,20	0,02	0,22
<i>Loudetia flammida</i> (Trin) C.E. Hubb. <	Rocha, A.E.S., 1727	0,10	0,00	0,10
<i>Loudetiopsis chrysothrix</i> (Nees) Conert	Rocha, A.E.S., 1724	0,10	0,22	0,32
<i>Megathyrsus maximus</i> (Jacq.) B.K. Simon & S.W.L. Jacobs +	Rocha, A.E.S., 1225	0,10	0,00	0,11
<i>Mesosetum cayennense</i> Steud.	Rocha, A.E.S., 1738	0,51	0,80	1,31
<i>M. loliiforme</i> (Hochst. ex Steud.) Chase	Rocha, A.E.S., 1558	1,43	3,06	4,48
<i>Otachyrium succisum</i> (Swallen) Send. & Soderstr.	Rocha, A.E.S., 1591	0,10	0,00	0,10
<i>Panicum rudgei</i> Roem. & Schult.	Rocha, A.E.S., 1155	0,10	0,01	0,11
<i>Paratheria prostrata</i> Griseb	Rocha, A.E.S., 1949	0,20	0,03	0,24
<i>Paspalum</i> aff. <i>parviflorum</i> Rhode ex Flüggé	Rocha, A.E.S., 2016	0,10	0,04	0,14
<i>P. boscianum</i> Flüggé	Rocha, A.E.S., 1588	0,10	0,00	0,10
<i>P. carinatum</i> Humb. & Bonpl. Ex Flüggé	Rocha, A.E.S., 1536	0,82	2,11	2,93
<i>P. cinerascens</i> (Döll) A.G. Burm. & C.N. Bastos	Rocha, A.E.S., 1842	0,10	0,73	0,83
<i>P. convexum</i> Humb. & Bonpl. ex Flüggé <	Rocha, A.E.S., 1730	0,10	0,00	0,10
<i>P. decumbens</i> Sw.	Rocha, A.E.S., 1135	0,10	0,00	0,10
<i>P. foliiforme</i> S. Denham	Rocha, A.E.S., 1745	0,10	0,02	0,12
<i>P. gardnerianum</i> Nees	Rocha, A.E.S., 1587	1,22	0,15	1,38
<i>P. hyalinum</i> Nees ex Trin.	Rocha, A.E.S., 1222	0,10	0,08	0,18
<i>P. lanciflorum</i> Trin.	Rocha, A.E.S., 1609	0,31	0,38	0,69
<i>P. maritimum</i> Trin.	Rocha, A.E.S., 2045	0,10	0,00	0,10
<i>P. multicaule</i> Poir	Rocha, A.E.S., 1837	0,31	0,11	0,42
<i>P. orbiculatum</i> Poir.	Rocha, A.E.S., 1450	0,20	0,07	0,28
<i>P. parviflorum</i> Rhode ex Flüggé	Rocha, A.E.S., 1379	0,31	0,09	0,40
<i>P. pulchellum</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1564	0,71	3,41	4,12
<i>P. robustum</i> (Hitchc. & Chase) S. Denham <	Rocha, A.E.S., 2015	0,10	0,01	0,11
<i>P. seminudum</i> (A.G. Burm.) S. Denham	Rocha, A.E.S., 1608	0,10	0,00	0,10



## Apêndice.

(Continua)

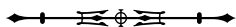
Espécies	Voucher	FR	CR	VI
<i>P. trinitense</i> (Mez) S. Denham	Rocha, A.E.S., 1603	0,10	0,29	0,39
<i>Raddiella esenbeckii</i> (Steud.) C.E.Calderón & Soderstr.	Rocha, A.E.S., 1627	0,20	0,09	0,30
<i>Rugoloa pilosa</i> (Sw.) Zuloaga	Rocha, A.E.S., 1300	0,10	0,00	0,11
<i>R. polygonata</i> (Schrad.) Zuloaga	Rocha, A.E.S., 1849	0,10	0,01	0,11
<i>Sacciolepis angustissima</i> (Hochst. ex Steud.) Kuhlmann	Rocha, A.E.S., 2013	0,10	0,04	0,14
<i>Schizachyrium brevifolium</i> (Sw.) Nees ex Büse	Rocha, A.E.S., 2022	0,20	0,04	0,24
<i>S. sanguineum</i> (Retz.) Alston	Rocha, A.E.S., 1561	0,82	0,25	1,07
<i>S. tenerum</i> Nees <	Rocha, A.E.S., 1743	0,10	0,24	0,34
<i>Setaria parvifolia</i> (Poir) Kerguelen	Rocha, A.E.S., 1216	0,10	0,00	0,11
<i>Spheneria kegelii</i> (Müll. Hal.) Pilg.	Rocha, A.E.S., 1384	0,10	0,00	0,10
<i>Sporobulus multiramis</i> Longhi-Wagner & Boechat *	Rocha, A.E.S., 1848	0,10	0,03	0,13
<i>Steinchisma decipiens</i> (Nees ex Trin.) W.V. Br.	Rocha, A.E.S., 1723	0,10	0,00	0,10
<i>S. laxa</i> (Sw.) Zuloaga	Rocha, A.E.S., 1264	0,20	0,00	0,21
<i>Streptostachys asperifolia</i> Desv.	Rocha, A.E.S., 1304	0,10	0,01	0,11
<i>Trachypogon spicatus</i> (L. f.) Kuntze	Rocha, A.E.S., 1605	1,53	22,46	23,99
<i>Trichanthecium auricomum</i> (Nees ex Trin.) Zuloaga & Morrone	Rocha, A.E.S., 2005	0,10	0,16	0,27
<i>T. cyanescens</i> (Nees ex Trin.) Zuloaga & Morrone	Rocha, A.E.S., 1725	0,20	0,06	0,27
<i>T. micranthum</i> (Kunth) Zuloaga & Morrone	Rocha, A.E.S., 1638	0,10	0,01	0,11
<i>T. nervosum</i> (Lam.) Zuloaga & Morrone	Rocha, A.E.S., 1612	0,41	0,20	0,61
<i>T. parvifolium</i> (Lam.) Zuloaga & Morrone	Rocha, A.E.S., 1839	0,10	0,00	0,11
<i>T. polycomum</i> (Trin.) Zuloaga & Morrone	Rocha, A.E.S., 1337	0,20	0,16	0,37
Polygalaceae				
<i>Asemeia monticola</i> (Kunth) J.F.B. Pastore & J.R. Abbott	Rocha, A.E.S., 1710	0,51	0,06	0,57
<i>A. ovata</i> (Poir.) J.F.B. Pastore & J.R. Abbott <	Costa, C.S., 454	0,20	0,01	0,21
<i>Polygala adenophora</i> DC.	Rocha, A.E.S., 1823	0,71	0,14	0,85
<i>P. appressa</i> Benth.	Rocha, A.E.S., 1361	0,10	0,03	0,13
<i>P. celosioides</i> A.W. Benn.	Costa, C.S., 485	0,10	0,01	0,11
<i>P. galioides</i> Poir.	Rocha, A.E.S., 1935	0,41	0,02	0,43
<i>P. hygrophila</i> Kunth ^	Rocha, A.E.S., 1602	0,10	0,00	0,10
<i>P. longicaulis</i> H.B.K.	Rocha, A.E.S., 1620	1,12	0,34	1,46
<i>Polygala</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1619	0,10	0,00	0,10
<i>P. subtilis</i> Kunth	Costa, C.S., 460	0,10	0,01	0,11
<i>P. timoutou</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1593	0,82	0,37	1,19
<i>P. trichosperma</i> Jacq.	Rocha, A.E.S., 1624	0,51	0,08	0,59
<i>Securidaca amazonica</i> Chodat.	Rocha, A.E.S., 1162	0,10	0,03	0,13
Portulacaceae				
<i>Portulaca mucronata</i> Link	Rocha, A.E.S., 1912	0,10	0,01	0,11



Apêndice.

(Continua)

Espécies	Voucher	FR	CR	VI
Primulaceae				
<i>Cybianthus detergens</i> Mart.	Rocha, A.E.S., 1666	0,10	0,00	0,10
Pteridaceae				
<i>Adiantum serratodentatum</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	Rocha, A.E.S., 1555	0,10	0,00	0,10
Rubiaceae				
<i>Augusta longifolia</i> (Spreng.) Rehdur <	Rocha, A.E.S., 1778	0,10	0,00	0,10
<i>Borreria alata</i> (Aubl.) DC.	Rocha, A.E.S., 1281	0,10	0,00	0,11
<i>B. capitata</i> (Ruiz & Pav.) DC. *	Rocha, A.E.S., 1546	1,33	0,95	2,28
<i>B. elaiosulcata</i> E.L. Cabral & L.M. Miguel	Rocha, A.E.S., 1832	0,10	0,00	0,11
<i>B. hispida</i> Spruce ex K. Schum	Rocha, A.E.S., 1097	0,92	0,34	1,25
<i>B. latifolia</i> (Aubl.) K. Schum.	Carreira, L.M.M., 1900	0,31	0,01	0,32
<i>B. ocyimifolia</i> (Roem. & Schult.) Bacigalupo & E.L.Cabral	Rocha, A.E.S., 1939	0,10	0,02	0,12
<i>B. paraensis</i> E.L. Cabral & Bacigalupo *	Rocha, A.E.S., 1822	0,10	0,02	0,12
<i>B. semiamplexicaule</i> E.L. Cabral *	Rocha, A.E.S., 1766	0,20	0,04	0,24
<i>Cordia myrciifolia</i> (K. Sch.) C. Pers. & Delp.	Silva, M.F.S., 2434	0,20	0,02	0,23
<i>Declieuxia fruticosa</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Kuntze	Rocha, A.E.S., 1138	0,10	0,00	0,10
<i>Hexasepalum teres</i> (Walter) J.H. Kirkbr.	Rocha, A.E.S., 1938	0,20	0,01	0,21
<i>Mitracarpus frigidus</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) K. Schum.	Rocha, A.E.S., 1871	0,41	0,04	0,45
<i>M. strigosus</i> (Thunb.) PL.R. Moraes, De Smedt & Hjertson	Rocha, A.E.S., 1150	0,10	0,01	0,11
<i>Palicourea calophylla</i> DC.	Rocha, A.E.S., 1663	0,10	0,00	0,11
<i>Perama carajasensis</i> J.H. Kirkbr. *	Rocha, A.E.S., 1791	0,10	0,00	0,10
<i>P. hirsuta</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1767	0,31	0,06	0,36
<i>Psychotria hoffmannseggiana</i> (Schult.) Müll. Arg	Rocha, A.E.S., 1885	0,10	0,01	0,11
<i>P. pseudinundata</i> Wernham	Rocha, A.E.S., 1349	0,31	0,03	0,34
<i>Sabicea aspera</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1658	0,10	0,00	0,10
<i>Sipanea pratensis</i> Aubl.	Rocha, A.E.S., 1131	0,41	0,21	0,62
Smilacaceae				
<i>Smilax campetris</i> Griseb <	Rocha, A.E.S., 1859	0,20	0,03	0,23
<i>S. syphilitica</i> Griseb.	Rocha, A.E.S., 1253	0,20	0,01	0,21
Symplocaceae				
<i>Symplocos guianensis</i> (Aubl.) Gürke	Rocha, A.E.S., 1127	0,31	0,01	0,31
Turneraceae				
<i>Piriqueta cistoides</i> (L.) Griseb.	Rocha, A.E.S., 1869	0,20	0,04	0,24
<i>P. duarteana</i> (Camb.) Urban.	Rocha, A.E.S., 1212	0,20	0,07	0,27
<i>Piriqueta</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1931	0,20	0,04	0,25
<i>Turnera brasiliensis</i> Willd. ex Schult.	Rocha, A.E.S., 1132	0,20	0,04	0,24
<i>T. grandiflora</i> (Urb.) Arbo. <	Rocha, A.E.S., 1079	0,41	0,07	0,48



Apêndice.

(Conclusão)

Espécies	Voucher	FR	CR	VI
<i>T. ulmifolia</i> L. +	Rocha, A.E.S., 1676	0,41	0,38	0,79
Utriculariaceae				
<i>Utricularia subulata</i> L.	Rocha, A.E.S., 1351	0,20	0,01	0,22
Velloziaceae				
<i>Vellozia glochidea</i> Pohl.	Rocha, A.E.S., 1765	0,20	0,07	0,28
Verbenaceae				
<i>Lippia origanoides</i> Kunth	Rocha, A.E.S., 1796	0,10	0,00	0,11
Violaceae				
<i>Pombalia calceolaria</i> (L.) Paula-Souza	Rocha, A.E.S., 2054	0,20	0,02	0,22
Vitaceae				
<i>Cissus campestris</i> (Baker) Planh.	Rocha, A.E.S., 1279	0,10	0,01	0,11
<i>C. erosa</i> Rich.	Rocha, A.E.S., 1829	0,31	0,04	0,35
Xyridaceae				
<i>Xyris lacerata</i> Pohl ex Seub.	Rocha, A.E.S., 1753	0,10	0,00	0,10
<i>Xyris</i> sp.	Rocha, A.E.S., 1572	0,10	0,01	0,11







# Identificação dos subtipos de savanas na Amazônia oriental (Pará e Amapá, Brasil) com uma chave dicotômica de individualização

## Identification of savanna subtypes in the eastern Amazon (Pará and Amapá, Brazil) with a dichotomous key for individualization

Dário Dantas do Amaral<sup>1</sup>  | Antônio Elielson Rocha<sup>1</sup>  | Jorge Luis Gavina Pereira<sup>1</sup>  | Salustiano Vilar Costa Neto<sup>II</sup> 

<sup>1</sup>Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Belém, Pará, Brasil

<sup>II</sup>Instituto de Pesquisas Científicas e Tecnológicas do Estado do Amapá. Macapá, Amapá, Brasil

**Resumo:** A identificação e a caracterização dos subtipos de savanas da Amazônia é um assunto pouco explorado. Os objetivos deste estudo foram: (1) elaborar uma chave dicotômica de separação dos subtipos de savana que ocorrem na Amazônia oriental (Pará e Amapá, Brasil), caracterizando-os com base em aspectos fitofisionômicos; (2) quantificar (em km<sup>2</sup>) as áreas de cada subtipo de savana, bem como definir suas espacializações geográficas; e (3) quantificar (km<sup>2</sup>) as áreas de cada subtipo de savana inseridas em Unidades de Conservação (UC). Utilizou-se como base de dados diversos inventários botânicos em diferentes regiões de ocorrência desta tipologia vegetal nos estados do Pará e do Amapá. A chave dicotômica permite diferenciar quatro tipos de savanas (florestada, arborizada, parque e gramíneo-lenhosa). As áreas cobertas por vegetação de savana no estado do Pará são de 60,25 mil km<sup>2</sup> (4,83% do total) e no Amapá são de 8,58 mil km<sup>2</sup> (5,98% do total), totalizando 68,83 mil km<sup>2</sup>, o que representa 4,95% da área total destes dois estados da Amazônia oriental.

**Palavras-chave:** Chave de identificação. Classificação da vegetação. Fitofisionomias. Savana amazônica. Tipos de vegetação.

**Abstract:** The identification and characterization of Amazonian savanna subtypes is a little explored subject. The objectives of this study were: (1) to elaborate a dichotomous key for the separation of the savanna subtypes that occur in the eastern Amazon (Pará and Amapá, Brazil), characterized on the basis of phytophysiological aspects; (2) to quantify (in km<sup>2</sup>) the areas of each savanna subtype, as well as their geographical spatialization; and (3) to quantify (km<sup>2</sup>) the areas of each savanna subtype within Conservation Units (UCs). Botanical inventories from different regions of occurrence of this plant typology in Pará and Amapá were compiled in a database. The dichotomous key allows one to differentiate four types of savanna (forested, wooded, park, and grassy-woodland). The area covered by savanna vegetation in the state of Pará total 60.25 thousand km<sup>2</sup> (4.83% of the total area) and in Amapá total 8.58 thousand km<sup>2</sup> (5.98% of the total), totaling 68.83 thousand km<sup>2</sup>, which represents 4.95% of the total area of these two eastern Amazonian states.

**Keywords:** Identification key. Vegetation classification. Physiognomies. Amazon savanna. Vegetation types.

---

AMARAL, D. D., A. E. ROCHA, J. L. G. PEREIRA & S. V. COSTA NETO, 2019. Identificação dos subtipos de savanas na Amazônia oriental (Pará e Amapá, Brasil) com uma chave dicotômica de individualização. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 183-195.

Autor para correspondência: Dário Dantas do Amaral. Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Coordenação de Botânica. Av. Perimetral, 1901 – Terra Firme. Belém, PA, Brasil. CEP 66077-530 (dario@museu-goeldi.br).

Recebido em 17/10/2018

Aprovado em 22/01/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUÇÃO

A designação dos termos savana e cerrado é análoga e corresponde a um tipo de vegetação com ocorrência em toda a zona neotropical, prioritariamente no Brasil Central. A classificação oficial dos tipos de vegetação do Brasil (IBGE, 2012) adota, entretanto, o termo 'savana' como prioritário e 'cerrado' como sinônimo regionalista.

Em algumas regiões do Brasil, além da denominação de cerrado, registra-se o uso de nomes locais, por exemplo: na região Nordeste, usa-se 'tabuleiro', 'chapada'; no Paraná, 'estepe gramíneo-lenhoso'; em Minas Gerais, no Tocantins e na Bahia, 'campina', 'campos gerais'; e, ainda, em Roraima, 'lavrado' (Ritter *et al.*, 2010; IBGE, 2012).

Na Amazônia, as áreas savânicas estão encravadas em meio à vasta floresta, ocorrendo nos estados de Rondônia, Roraima, Amazonas, Pará e Amapá, ocupando uma extensão de 112.961 km<sup>2</sup> (Prance, 1996; Ratter *et al.*, 2003; Bridgewater *et al.*, 2004; Carvalho & Mustin, 2017). A região fitoecológica da savana foi, assim, denominada pela primeira vez pelo Projeto Radar da Amazônia (RADAM), em função da fitofisionomia ecológica análoga à da Venezuela, da África e da Ásia, onde o termo foi consolidado (IBGE, 2012).

De acordo com a descrição, trata-se de uma vegetação xeromorfa predominantemente de climas quentes e úmidos, caracterizada, sobretudo, por um estrato herbáceo contínuo, com predomínio de Poaceae e Cyperaceae e ocorrência de arbustos e pequenas árvores tortuosas, de cascas grossas, folhas grandes (raramente decíduas e fortemente adaptadas ao fogo), bem como por formas biológicas adaptadas aos solos deficientes, profundos e aluminizados (IBGE, 2012). A tipologia savana foi subdividida em quatro subtipos de vegetação: florestada; arborizada; parque; e gramíneo-lenhosa (IBGE, 2012).

Na Amazônia, a savana é a formação de terra firme mais ameaçada pela atividade humana. Sua rápida degradação é facilitada pelas queimadas com fins agropecuários, as quais provocam mudanças na fisionomia da vegetação. A forma isolada de distribuição destas savanas

e a reduzida área que ocupam também contribuem para uma rápida degradação (Sanaiotti, 1991).

Grande parte das informações disponíveis sobre as savanas amazônicas faz referência aos aspectos qualitativos e quantitativos da flora, que envolvem a composição florística e a estrutura da vegetação, comumente estabelecendo correlações (biogeográficas e físicas) com as savanas do Brasil Central, onde constituem o bioma cerrado, que, entre todos os demais, é o que proporcionalmente apresenta o maior passivo ambiental (Brasil, 2017), concentrando as maiores extensões em área ocupada e diversidade vegetal (Ratter *et al.*, 2003; Miranda *et al.*, 2006; Magnusson *et al.*, 2008).

Uma das principais características das savanas consiste na variedade das fitofisionomias, que resulta em extraordinária diversidade vegetal (Mendonça *et al.*, 2008). A identificação e a caracterização dos subtipos fitofisionômicos das savanas da Amazônia é, entretanto, um assunto pouco explorado (Miranda, 1993; Miranda & Absy, 2000; Miranda *et al.*, 2006). Assim, o presente artigo possui três objetivos: (1) elaborar uma chave dicotômica de separação dos subtipos de savana que ocorrem na Amazônia oriental (Pará e Amapá), caracterizando-os com base em aspectos fitofisionômicos; (2) quantificar (km<sup>2</sup>) as áreas de cada subtipo de savana, bem como suas espacializações geográficas; (3) quantificar (km<sup>2</sup>) as áreas de cada subtipo de savana inseridas em Unidades de Conservação (UC).

## MATERIAL E MÉTODOS

Foram sistematizados, em uma mesma base de dados (tipo de inventário, localização, espécie, forma de vida, abundância), inventários botânicos em áreas de savana nos estados do Pará e do Amapá. Parte dos dados é inédita e outra é oriunda das mesmas bases que fundamentaram os seguintes estudos: Almeida *et al.* (2007); Amaral *et al.* (2007, 2008); MMA (2007); Costa-Neto *et al.* (2017); Rocha & Miranda (2012); Rocha *et al.* (2014). Os inventários abrangem o período entre 2003 e 2018, utilizando-se de diferentes metodologias, algumas delas

com base qualitativa, com enfoque puramente florístico de composição de espécies, e outras com viés quantitativo, abordando informações sobre a estrutura da vegetação.

No Pará, as savanas amostradas foram: Alter-do-Chão (2° 30' S; 54° 54' O); Monte Alegre (2° 30' S; 54° 54' O); três localidades na ilha do Marajó (1° 22' S; 48° 58' O; 0° 52' S; 48° 31' O; 0° 13' S; 49° 58' O); serra das Andorinhas (6° 13' S; 48° 27' O); serra do Cachimbo (8° 14' S; 54° 59' O); Redenção (8° 08' S; 49° 50' O); Santana do Araguaia (9° 18' S; 50° 07' O); Santa Maria das Barreiras (8° 51' S; 50° 14' O); Campo da Mangaba (0° 46' S; 47° 33' O). No Amapá, foram realizadas amostragens em 15 localidades entre as coordenadas 04° 30' S a 01° 10' S e 50° 00' O a 52° 00' O.

O mapa das savanas, bem como o cálculo das áreas das mesmas, foi elaborado por meio do banco de dados geográficos da Amazônia Legal – vegetação, escala 1:250.000 (IBGE, 2003).

As definições dos hábitos de vida das plantas foram baseadas no IBGE (2012), como segue:

- **Árvore:** vegetal que, na fase adulta, é lenhoso, possui no mínimo 5 m de altura e tem tronco bem definido, com ramos situados apenas na parte superior, formando uma copa;
- **Arbusto:** vegetal que, na fase adulta, é lenhoso, possui de 1 a 5 m de altura e tem ramos laterais desde a base ou próximo a ela;

- **Subarbusto:** vegetal que, na fase adulta, é semilenhoso ou lenhoso só na base, com altura inferior a 1 m;

- **Erva:** planta, geralmente de pequeno porte, cujo caule não possui tecido lenhoso;

- **Liana:** planta de caule lenhoso ou herbáceo, longo, flexível, que cresce apoiada em árvores ou arbustos. Apresenta caule e ramos que podem simplesmente serpentear ao longo do tronco e dos galhos do suporte, ou ser volúveis e neles se enroscarem, ou, ainda, ser providos de estruturas de fixação, como gavinhas e grampos ou unhas;

- **Epífita:** planta que vive sobre outra, utilizando-a como suporte, sem parasitá-la.

O sistema de classificação das espécies adotado foi o APG IV (2016) e a grafia foi verificada na base de informações da Flora do Brasil 2020 (JBRJ, s. d.).

## RESULTADOS

### CHAVE DE INDIVIDUALIZAÇÃO DOS SUBTIPOS DE SAVANAS

A chave dicotômica permitiu diferenciar quatro tipos de savanas (florestada, arborizada, parque e gramíneo-lenhosa), com base, principalmente, em parâmetros fitofisionômicos quanto ao hábito de crescimento (árvores, arbustos e ervas) e à estratificação vegetal.

1. Subtipo vegetal com predomínio de vegetação lenhosa (árvores e arbustos), que se sobressai em relação à vegetação herbácea..... 2
- Subtipo vegetal com predomínio da vegetação herbácea, que se sobressai em relação à vegetação lenhosa (árvores e arbustos), a qual, quando presente, encontra-se esparsada ..... 3
2. Flora lenhosa (árvores e arbustos) estratificada em dois estratos vegetais (dossel e sub-bosque), se sobressaindo indivíduos de 5 a 12 m de altura, com fustes ramificados na parte superior ou individualizados ..... Savana florestada
- Flora lenhosa (árvores e arbustos) sem estratificação, formando um aglomerado de indivíduos de 3 a 5 m de altura, com fustes intensamente ramificados desde a base, próximo ao solo.....Savana arborizada
3. Estrato herbáceo descontínuo, com esparsas espécies lenhosas, comumente formando pequenos adensamentos (arbustos agrupados). Estrato lenhoso entre 20% a 35% em relação ao estrato herbáceo.....Savanaparque
- Estrato herbáceo contínuo, com esparsas espécies lenhosas, nunca formando adensamentos. Estrato lenhoso inferior a 20% em relação ao estrato herbáceo.....Savana gramíneo-lenhosa

## CARACTERIZAÇÃO DOS SUBTIPOS DE SAVANAS

Cada tipologia savanoide apresenta um conjunto singular de características fitofisionômicas que distinguem as savanas uma das outras (Figuras 1 e 2). São características básicas e comuns que as definem, independente da região geográfica onde ocorrem, conforme descritas a seguir (sempre que possível, evidenciou-se alguma particularidade regional).

### Savana florestada (Figuras 1A e 2A)

Possui como principal característica o predomínio do estrato lenhoso, de árvores e arbustos que variam de 5 a 12 m, com ramificações dos fustes na parte superior. Apresenta estratificação vertical definida, com dossel e sub-bosque. Este tipo de vegetação é, por vezes, semelhante com a fisionomia das florestas estacionais, embora distinto quanto à flora.

Nas savanas florestadas que ocorrem no vale do rio Araguaia (sul do Pará), em regiões de tensão ecológica (biomas Amazônia e cerrado), entre as espécies mais comuns, citam-se: *Caryocar brasiliense* Cambess., *Dipteryx alata* Vogel, *Hymenaea courbaril* L., *Physocalymma scaberrimum* Pohl, *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *Handroanthus ochraceus* (Cham.) Mattos e *Himatanthus obovatus* (Müll. Arg.) Woodson.

Ainda no sul do Pará, nos arredores do município de Redenção, houve variação nesta composição florística, prevalecendo: *Spondias mombin* L., *Casearia decandra* Jacq., *Calycolpus goetheanus* (Mart. ex DC.) O. Berg, *Senegalia polyphylla* (DC.) Britton & Rose, *Physocalymma scaberrimum* Pohl, *Bauhinia acreana* Harms, *Senna multijuga* (Rich.) H.S. Irwin & Barneby, *Ephedranthus amazonicus* R.E. Fr., *Erythroxylum pruinatum* O.E. Schulz., *Handroanthus ochraceus* (Cham.) Mattos e *Protium pallidum* Cuatrec.



Figura 1. Savana florestada, em Santa Maria das Barreiras, Pará, em 2016 (A); savana arborizada, em Monte Alegre, Pará, em 2015 (B); savana parque, na ilha do Marajó, Pará, em 2003 (C); savana gramíneo-lenhosa, em Santana do Araguaia, Pará, em 2016 (D). Fotos: Dário Dantas do Amaral.



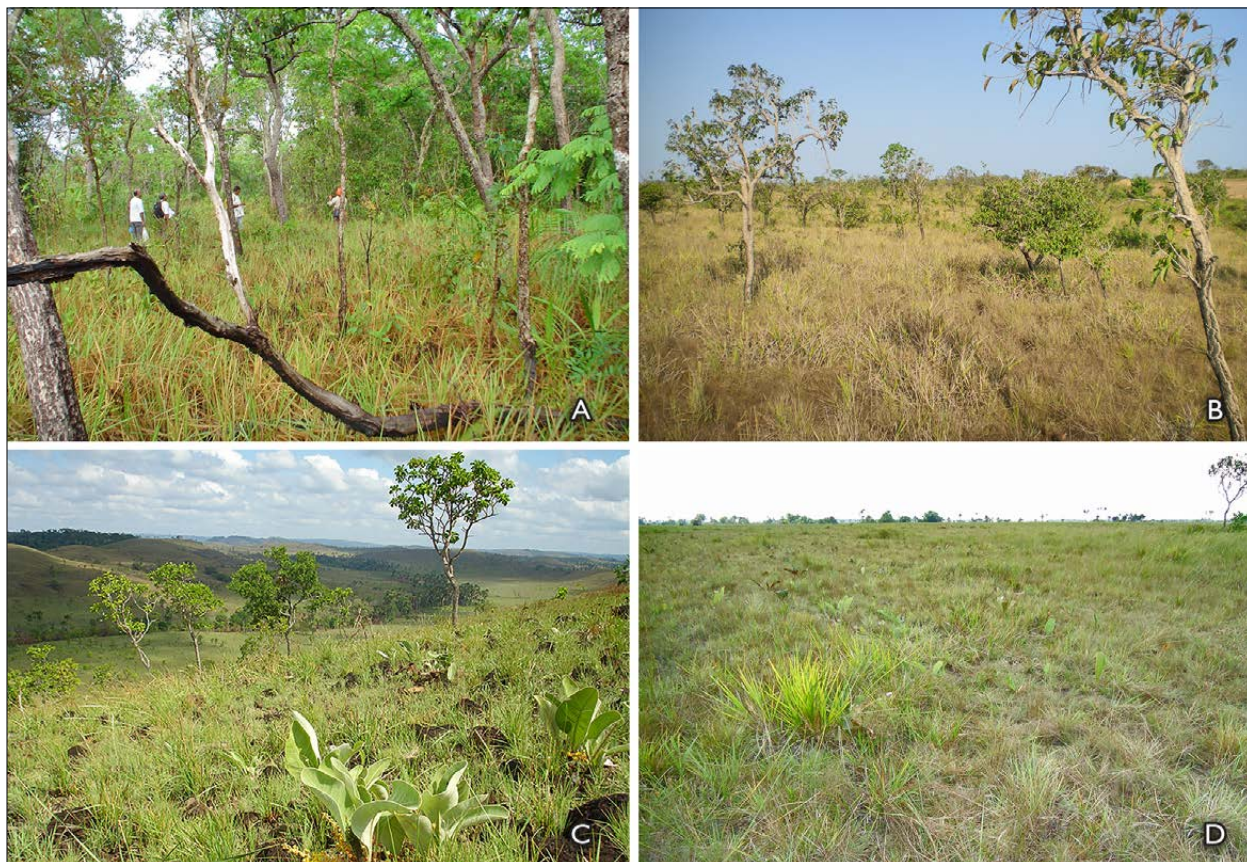


Figura 2. Savana florestada, em Calçoene, Amapá, em 2015 (A); savana arborizada, em Macapá, Amapá, em 2016 (B); savana parque, em Mazagão, Amapá, em 2009 (C); savana gramíneo-lenhosa, em Calçoene, Amapá, em 2016 (D). Fotos: Salustiano Vilar da Costa Neto e Dário Dantas do Amaral.

Nas áreas de tensão ecológica da savana florestada com as florestas semidecíduais da serra do Cachimbo, há destaque para a dominância de *Protium altissimum* (Aubl.) Marchand, *Trichilia micrantha* Benth., *Hasseltia floribunda* Kunth, *Myrciaria tenella* (DC.) O. Berg, *Spondias mombin* L., *Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan e *Qualea parviflora* Mart.

No Amapá, as savanas florestadas ocorrem, pontualmente, próximo à calha do rio Araguari e, em maiores extensões, ao norte do estado, nos municípios de Amapá e de Calçoene, no contato entre a floresta ombrófila densa e a planície costeira. Entre as espécies de maior densidade, estão: *Roupala montana* Aubl., *Myrcia cuprea* (O. Berg) Kiaersk., *Myrciaria tenella* (DC.) O. Berg, *Bowdichia virgilioides* Kunth, *Trattinnickia rhoifolia* Willd.,

*Luehea cymulosa* Spruce ex Benth., *Tapirira guianensis* Aubl. e *Simarouba amara* Aubl.

#### Savana arborizada (Figuras 1B e 2B)

Subtipo caracterizado pela dominância da flora lenhosa, a savana arborizada se diferencia, porém, do tipo florestado em função do porte mais baixo das árvores (3 a 5 m), formando um aglomerado de indivíduos adensados e da mesma altura, sem estratificação vertical definida. As árvores são inclinadas, tortuosas, com ramificações irregulares e retorcidas. As folhas, em geral, são coriáceas e os troncos possuem uma casca com cortiça grossa fendida ou sulcada.

No Amapá, estas savanas ocorrem associadas às savanas florestadas ao norte do estado, sobre relevo plano



e solos bem drenados, e também ao sul, na região da Reserva Extrativista (RESEX) do Cajari, no contato com a floresta ombrófila densa. Alguns arbustos são dominantes, como *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *B. coccolobifolia* Kunth, *Himatanthus articulatus* (Vahl) Woodson., *Humiria balsamifera* (Aubl.) J.St.-Hil. e *Palicourea rigida* Kunth. O estrato herbáceo é dominado por *Trachypogon spicatus* (L.f.) Kuntze, *Rhynchospora barbata* (Vahl) Kunth. e *Tibouchina aspera* Aubl.

No Marajó, as espécies dominantes foram *Hancornia speciosa* Gomes, *Platonia insignis* Mart., *Stryphnodendron guianense* (Aubl.) Benth., *Eugenia puniceifolia* (Kunth) DC. e *Cordia myrciifolia* (K. Schum.) C.H. Perss. & Delprete.

Na serra das Andorinhas, entre as espécies mais abundantes, destacam-se *Dimorphandra mollis* Benth., *Rourea induta* Planch., *Vochysia rufa* Mart., *Ouratea discophora* Ducke e *Bowdichia virgilioides* Kunth.

Nos afloramentos rochosos das savanas de Monte Alegre, destacaram-se em abundância: *Norantea guianensis* Aubl., *Vellozia glochidea* Pohl., *Syagrus comosa* (Mart.) Mart., *Vochysia haenkeana* Mart. e *Loudetiopsis chrysothrix* (Nees) Conert.

Nas regiões serranas (com cerca de 200 m de altitude), às margens da BR-163 (distrito de Castelo dos Sonhos), foram destaques em densidade as seguintes espécies: *Calophyllum brasiliense* Cambess., *Licania apetala* (E. Mey.) Fritsch, *Byrsonima chrysophylla* Kunth, *Emmotum nitens* (Benth.) Miers, *Xylopia aromatica* (Lam.) Mart., *Mouriri brachyanthera* Ducke, *Vatairea macrocarpa* (Benth.) Ducke, *Qualea parviflora* Mart., *Symplocos guianensis* (Aubl.) Gürke, *Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan. e *Bowdichia nitida* Spruce ex Benth. Entre as ervas de maior cobertura, registram-se *Ichthyothere terminalis* (Spreng.) S.F. Blake e *Monotagma plurispicatum* (Körn.) K. Schum.

Nas savanas arborizadas que ocorrem no sul do Pará (Santa Maria das Barreiras), foi registrada a presença de uma flora típica do bioma cerrado do Brasil Central, a exemplo de *Caryocar brasiliense* Cambess., *Eugenia dysenterica* (Mart.) DC. e *Dipteryx alata* Vogel.

Para tal tipo savanoide, com registro na serra do Cachimbo, foram comuns *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *Curatella americana* L., *Norantea guianensis* Aubl., além da palmeira *Allagoptera campestris* (Mart.) Kuntze.

### Savana parque (Figuras 1C e 2C)

A fisionomia deste subtipo é caracterizada pela presença de espécies lenhosas (árvores e arbustos) de porte baixo, espaçadas (isoladas), em meio a um estrato herbáceo contínuo. Podem formar pequenos aglomerados, neste caso, ocupando ressaltos no solo denominados de murunduns.

As savanas parques estão, geralmente, associadas à ação antrópica, como no Marajó, utilizadas para criação de gado bubalino. Entre as espécies arbustivas dominantes nas savanas marajoaras, destaque-se *Curatella americana* L., *Hancornia speciosa* Gomes, *Salvertia convallariodora* A. St.-Hil., *Anacardium occidentale* L. e *Humiria balsamifera* (Aubl.) A. St.-Hil.

No Amapá, este subtipo ocupa as maiores extensões entre as savanas, ocorrendo desde a Reserva Extrativista do Cajari (ocupando os municípios de Mazagão, Santana, Macapá e Porto Grande), estendendo-se em direção norte até Calçoene, em altitudes que variam de, aproximadamente, 80 m. Entre as lenhosas mais frequentes, destacam-se *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *B. coccolobifolia* Kunth, *Salvertia convallariodora* A. St.-Hil., *Curatella americana* L., *Ouratea hexasperma* (A. St.-Hil.) Baill. e *Palicourea rigida* Kunth. O estrato herbáceo é densamente coberto por *Rhynchospora barbata* (Vahl) Kunth, *Trachypogon spicatus* (L.f.) Kuntze, *Tibouchina aspera* Aubl., *Sauvagesia erecta* L. e *Rhynchospora globosa* (Kunth) Roem. & Schult.

Em Santarém, nos arredores da vila de Alter do Chão, figuram como destaques em densidade: *Anacardium occidentale* L., *Salvertia convallariodora* A. St.-Hil., *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *Pouteria ramiflora* (Mart.) Radlk., *Tocoyena formosa* (Cham. & Schltdl.) K. Schum., *Myrcia bracteata* (Rich.) DC., *Vatairea macrocarpa* (Benth.) Ducke e *Copaifera martii* Hayne. No estrato herbáceo, constam com maiores coberturas *Paspalum carinatum* Humb. & Bonpl. ex

Flüggé, *Trachypogon spicatus* (L. f.) Kuntze, *Axonopus aureus* P. Beauv. e *Rhynchospora hirsuta* (Vahl) Vahl.

### Savana gramíneo-lenhosa (Figuras 1D e 2D)

Este subtipo é caracterizado pela paisagem campestre, com domínio absoluto da flora herbácea ocupando extensas áreas, geralmente planas. De forma isolada, despontam esparsas plantas lenhosas raquíticas, as quais nunca formam adensados.

No sudeste do Pará, no município de Santa Maria das Barreiras, este subtipo de savana ocupa o vale do rio Araguaia, na divisa com o estado do Tocantins. Entre as ervas rasteiras, sobressaem espécies dos gêneros *Rhynchospora*, *Axonopus* e *Trachypogon*. Os isolados arbustos lenhosos comumente são das espécies de *Caryocar brasiliense* Cambess., *Handroanthus ochraceus* (Cham.) Mattos e *Himatanthus obovatus* (Müll. Arg.) Woodson.

Estas savanas ocupam áreas ao norte do Amapá, com topografia que varia de plana a escarpada, assim como na porção leste do estado, nos municípios de Macapá e Itauba. A fisionomia do campo de ervas é marcada pela ocorrência pontual dos arbustos de *Byrsonima verbascifolia* (L.) DC. Em solos mal drenados, são comuns as ervas de Eriocaulaceae, Xyridaceae, Droseraceae, Lentibulariaceae, Gentianaceae e Polygalaceae. A dominância é, no entanto, das Poaceae (*Paspalum pulchellum* Kunth e *Trichanthecium nervosum* (Lam.) Zuloaga e Morrone).

O interior destas savanas é, comumente, seccionado em toda sua extensão por estreitas drenagens fluviais, com dominância específica de *Mauritia flexuosa* L.f., que recebe o nome local de buritizal ou de veredas.

### ÁREA OCUPADA E CONSERVAÇÃO DAS SAVANAS

As áreas cobertas por vegetação de savana no estado do Pará são de 60,25 mil km<sup>2</sup> (4,83% do total) e, no Amapá, são de 8,58 mil km<sup>2</sup> (5,98% do total), totalizando 68,83 mil km<sup>2</sup>, que representam 4,95% da área total destes dois estados da Amazônia oriental (Tabela 1).

Entre os subtipos, a savana florestada ocupa as maiores extensões de área (43,42%), seguida da savana parque (37,73%), da savana arborizada (11,07%) e da savana gramíneo-lenhosa (6,88%), além das áreas pontuais de ecótono das savanas com florestas estacionais (0,90%), restritas apenas ao Pará (Figura 3A).

Quando se analisa separadamente o Amapá, há uma inversão quanto à configuração desta ocupação, prevalecendo a savana parque (73,97%), seguida de gramíneo-lenhosa (10,89%), arborizada (9,74%) e florestada (6,40%).

As savanas ocorrem no território paraense de forma descontínua, em meio à cobertura majoritária das florestas ombrófilas densas. Estão dispersas desde o extremo norte (escudo das Guianas), no arquipélago do Marajó, na calha do rio Amazonas, na serra do Cachimbo, e ao sul e sudeste do estado, nas áreas de transição com o bioma cerrado do Brasil Central. Ocupam áreas em todas as bacias hidrográficas, com destaque para as bacias do Tocantins-Araguaia, do Tapajós, de Portel-Marajó e da Calha Norte. As manchas mais expressivas encontram-se próximo à serra do Cachimbo e, no sul e sudeste do estado, nas áreas de transição com o Mato Grosso e o Tocantins.

No Amapá, ocupam exclusivamente a região leste do estado (em detrimento à região oeste, dominada pelas florestas ombrófilas densas), em uma extensa faixa contínua no sentido norte/sul, desde o município de Oiaपोque até os arredores da cidade de Macapá. A principal bacia hidrográfica é a do rio Araguari, cujo traçado do seu curso subdivide as savanas em dois blocos distintos. Um mais ao norte, sob a influência de bacias menores, como a do rio Calçoene, Amapá-Grande e Flechal, e outro ao sul, com influência dos rios Matapi, Vila Nova e Cajari.

Na faixa de ocorrência das savanas no território amapaense, há uma concentração das savanas florestadas na porção norte, as quais são quase inexistentes na porção sul. Os demais subtipos savanoides estão bem representados em toda a faixa de ocorrência da vegetação no estado.

Tabela 1. Área ocupada pelos subtipos de savanas de ocorrência nos estados do Pará e do Amapá. Legenda: \* = conforme os dados do IBGE (2003), não constam áreas de ecótono para as savanas do Amapá.

Subtipos de savana	Área de ocorrência (km <sup>2</sup> )			Área de ocorrência (%)		
	Pará	Amapá	Total Subtipo	Pará	Amapá	Total Subtipo
Florestada	29,05	836	29,89	48,22	9,74	43,42
Parque	19,71	6,27	25,97	32,71	73,97	37,73
Arborizada	7,07	550	7,62	11,74	6,40	11,07
Gramíneo-lenhosa	3,80	935	4,73	6,31	10,89	6,88
Ecótono*	621	0	621	1,03	0,00	0,90
Total	60,25	8,58	68,84	100	100	100

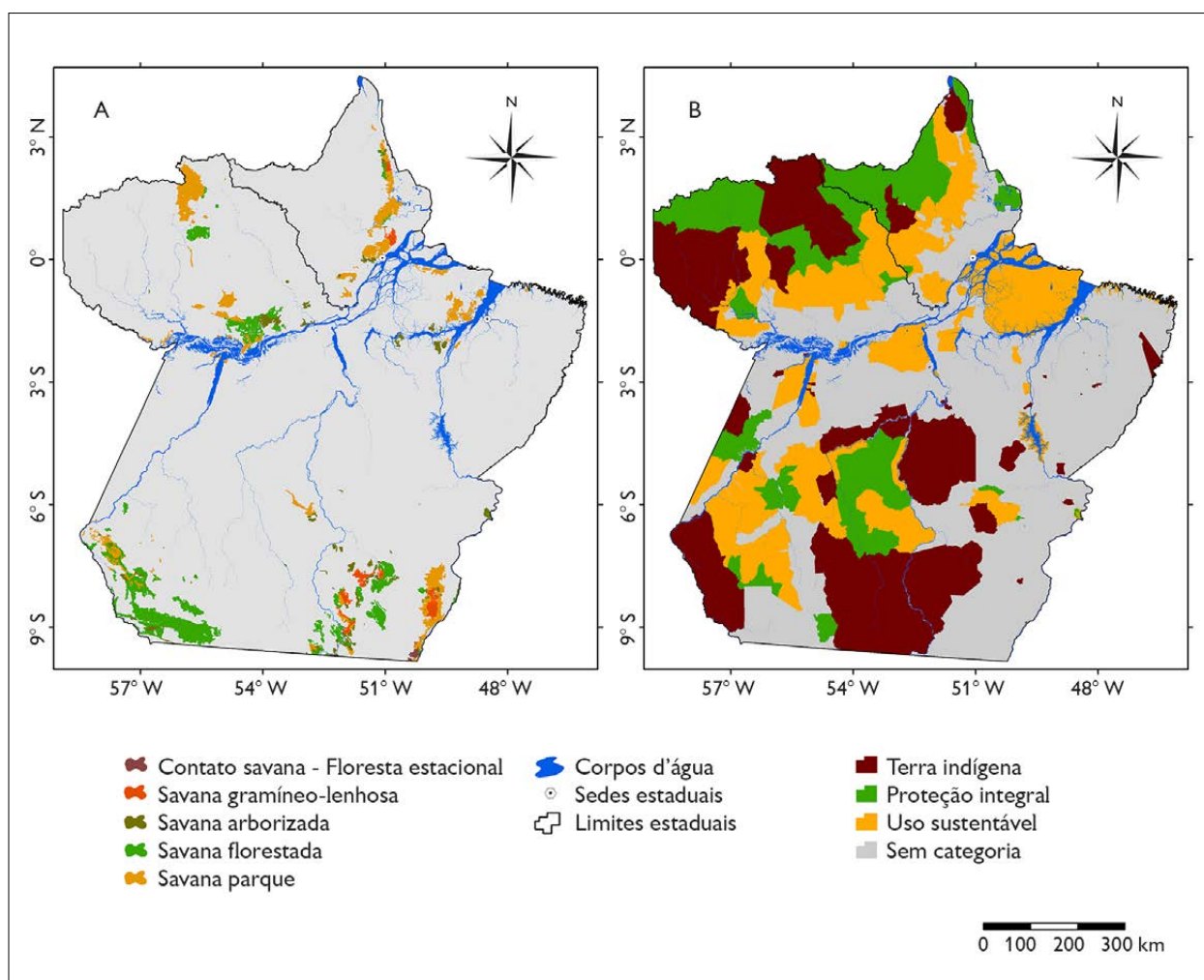


Figura 3. (A) Mapa de ocorrência da vegetação de savanas nos estados do Pará e Amapá; (B) mapa das UC nos respectivos estados. Fonte: Banco de dados geográficos da Amazônia Legal – Vegetação, escala 1:250.000 (IBGE, 2003).

O Pará e o Amapá possuem 34,11 mil km<sup>2</sup> de áreas de savana inseridos em alguma categoria de Unidade de Conservação (UC), que equivale à metade (49,5%) das áreas de savana que integram este estudo (Figura 3B). Quando a análise é feita por estado, no Amapá, somente 1,12 mil km<sup>2</sup> (13%) das áreas de savana estão protegidos em UC, enquanto, no Pará, o percentual é de 36,5% de proteção em UC (Tabela 2).

As Terras Indígenas (TI) constituem a categoria de UC mais representativas quanto à conservação das savanas (36,4%), seguidas das UC de Uso Sustentável (9,9%) e de Proteção Integral (3,3%).

As savanas menos protegidas em UC são os subtipos gramíneo-lenhosa (3,07%) e arborizada (5,26%). Em contraposição, as savanas parque (20,68%) e florestada (20,53%) são as que apresentam maiores áreas em UC.

## DISCUSSÃO

A aplicação prática em atividades de campo comprovará a funcionalidade da chave dicotômica elaborada no estudo, a ser utilizada como um recurso didático para fins acadêmicos e, ainda, como instrumento auxiliar em ações de políticas públicas que demandem identificações e caracterizações

dos subtipos savanoides de vegetação. Trata-se de um exercício precursor para este tipo de vegetação na Amazônia, embora há muito difundido nas savanas do Brasil Central (Ribeiro & Walter, 1998, 2008).

O mapa de distribuição geográfica das savanas retrata um padrão de ocorrência disjuncto para o Pará e contínuo no Amapá (Ratter *et al.*, 2003), ocupando trechos extremos (3 a 9 graus de latitude), sob influência tanto do escudo das Guianas (no extremo norte do Amapá), como do bioma cerrado (no extremo sul do Pará), nas áreas de transição com o Brasil Central. Ocupa, igualmente, trechos centrais (próximos à calha do Amazonas), caracterizados como encaves no Marajó, na Terra do Meio (interflúvio dos rios Xingu e Iriri) e em Monte Alegre (calha do rio Amazonas).

A ocupação territorial ampla das savanas nesta porção oriental amazônica implica a diversidade de condições ambientais, relativa aos fatores edáficos, climáticos, topográficos e de drenagem, que, por sua vez, resultam em distinções nas características fisionômicas, estruturais e de composição florística (Sanaiotti *et al.*, 2002; Cavalcante *et al.*, 2014). As savanas parques e as arborizadas estão distribuídas em toda a região de estudo, diferentemente das savanas gramíneo-lenhosas, que só estão presentes nas

Tabela 2. Área ocupada pelos subtipos de savanas em categorias de Unidades de Conservação (UC) e sem proteção, nos estados do Pará e do Amapá. Legendas: AP = Amapá; PA = Pará.

Subtipos de savanas	Áreas protegidas Categorias de UC									Total protegido (km <sup>2</sup> )	Áreas sem proteção		
	Terra indígena (km <sup>2</sup> )			Proteção integral (km <sup>2</sup> )			Uso sustentável (km <sup>2</sup> )				Total sem proteção (km <sup>2</sup> )		
	PA	AP	Total	PA	AP	Total	PA	AP	Total	PA+AP	PA	AP	PA+AP
Florestada	11,64	0	11,64	1,47	0	1,47	776	247	1,02	14,13	15,17	589	15,75
Parque	8,52	27	8,55	519	23	542	4,51	635	5,14	14,24	6,16	5,58	11,74
Arborizada	2,74	0	2,74	244	0	244	466	176	642	3,62	3,63	373	4,00
Gramíneo/lenhosa	2,10	0	2,10	0	0	0	0	10	10	2,11	1,70	924	2,62
Ecótono	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	621	0	621
Total	25,01	27	25,05	2,23	23	2,25	5,75	1,07	6,82	34,11	27,27	7,46	34,73



zonas extremas (Escudo das Guianas e áreas de transição com o Brasil Central). As savanas florestadas, por sua vez, não ocorrem no Marajó.

Neste contexto de correlações ecológicas, as savanas situadas no extremo norte amazônico (como os sítios do Amapá e de Monte Alegre, no Pará), em função do isolamento geográfico, apresentam riquezas florísticas inferiores àquelas savanas localizadas mais ao sul, em áreas fronteiriças ao Brasil Central, como os sítios de Redenção e de Santana do Araguaia (Barbosa & Miranda, 2005; Ratter *et al.*, 2003).

Análises específicas em nível de espécie, ao serem estabelecidas comparações entre as savanas investigadas, revelam particularidades sobre esta flora. As lenhosas *Caryocar brasiliense* Cambess., *Eugenia dysenterica* (Mart.) DC. e *Dipteryx alata* Vogel são espécies típicas das regiões savânicas do bioma cerrado (Mendonça *et al.*, 2008), as quais somente foram registradas no sul do Pará, nos arredores de Santana do Araguaia e de Santa Maria das Barreiras, justamente no contato com o Brasil Central.

*Trachypogon spicatus* (L. f.) Kuntze, *Salvertia convallariodora* A. St.-Hil. e *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook. f. ex S. Moore foram comuns em todas as savanas amostradas, exceto no sítio litorâneo de Maracanã (Campo da Mangaba). Todavia, foi registrado o capim *Axonopus polydactylus* (Steud.) Dedecca. somente nesta savana, situada no nordeste paraense (Rocha *et al.*, 2014).

*Vellozia glochidea* Pohl., *Syagrus comosa* (Mart.) Mart., *Vochysia haenkeana* Mart. e *Loudetiopsis chrysothrix* (Nees) Conert. foram registradas apenas no sudeste do Pará (serra das Andorinhas), na transição com o cerrado do estado do Tocantins (Amaral *et al.*, 2008).

Nas savanas do Amapá, o destaque refere-se à presença singular de *Alloterospis cimicina* (L.) Stapf, cujo registro representa a primeira ocorrência da espécie (e do gênero) para a América do Sul (Rocha & Miranda, 2012), assim como o capim *Axonopus amapaensis* G.A. Black e *Borreria amapaensis* E.L. Cabral & Bacigalupo,

consideradas espécies endêmicas do estuário amazônico (Costa-Neto *et al.*, 2017; Rocha *et al.*, 2014).

A granulometria do solo (associada à umidade) foi a variável determinante na distinção dos subtipos de savanas do Amapá (Costa-Neto, 2014), reforçando o entendimento de ser um importante fator que limita a ocorrência de espécies da flora do cerrado (Amorim & Batalha, 2006; Munhoz & Felfili, 2008). As espécies lenhosas mais frequentes nas savanas do Amapá são *Curatella americana* L., *Himatanthus articulatus* (Vahl) Woodson, *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *B. coccolobifolia* Kunth, *Ouratea hexasperma* (A. St.-Hil.) Baill., *Palicourea rigida* Kunth e *Salvertia convallariodora* A. St.-Hil. Entre as ervas, predominam *Rhynchospora barbata* (Vahl) Kunth, *Paspalum pulchellum* Kunth e *Trachypogon spicatus* (L.f.) Kuntze (Costa-Neto *et al.*, 2017).

No sudeste do Pará (na serra das Andorinhas), as espécies lenhosas de maior abundância foram *Qualea multiflora* Mart., *Curatella americana* L., *Psidium myrsinites* DC., *Agonandra brasiliensis* Miers ex Benth. & Hook.f. e *Conarus suberosus* Planch. (Amaral *et al.*, 2008).

Na região da serra do Cachimbo (transição com as savanas do Mato Grosso), sobressaem as espécies *Licania apetala* (E. Mey.) Fritsch, *Byrsonima chrysophylla* Kunth, *Vatairea macrocarpa* (Benth.) Ducke, *Emmotum nitens* (Benth.) Miers e *Qualea multiflora* Mart. (Almeida *et al.*, 2007).

Em contrapartida, nas savanas parques do Marajó, as principais espécies lenhosas foram *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, *Curatella americana* L., *Himatanthus articulatus* (Vahl) Woodson, *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook.f. ex S. Moore e *Anacardium occidentale* L. (Amaral *et al.*, 2007; MMA, 2007).

A ocorrência das palmeiras é escassa (principalmente nas regiões mais secas), com registros para *Syagrus cocoides* Mart., *Attalea spectabilis* Mart., *Allagoptera campestris* (Mart.) Kuntze., *Bactris campestris* Poepp., *Mauritiella armata* (Mart.) Burret e, ao longo de córregos (veredas), *Mauritia flexuosa* L.f.

Compondo a flora registrada nestas savanas amazônicas, merece destaque um grupo particular, referente às espécies frutíferas, como *Hancornia speciosa*



Gomes (mangaba), *Caryocar brasiliense* Cambess. (pequi), *Mauritia flexuosa* (buriti), *Eugenia dysenterica* (Mart.) DC. (cagaita), *Spondias mombin* L. (taperebá), *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth (muruci) e *Dipteryx alata* Vogel (baru). Um outro grupo que se sobressai é constituído pelas espécies de uso medicinal, como *Himatanthus articulatus* (Vahl) Woodson (sucuba), *Bowdichia virgilioides* Kunth (sucupira), *Dipteryx alata* Vogel (baru) e *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville (barbatimão) (Souza & Felfili, 2006; Mendonça *et al.*, 2008).

As savanas do Amapá estão seriamente ameaçadas quanto à sua conservação, visto que apenas 1.117 km<sup>2</sup> (13%) da área ocupada estão inseridos em Unidade de Conservação. A quase totalidade (95,5%) da extensão destas UC é de uso múltiplo, pouco eficaz (em relação às UC de Proteção Integral e às Terras Indígenas) na efetiva manutenção da integridade e da proteção da biodiversidade. Estudos recentes alertam sobre a fragilidade e a ineficiência na atual configuração de UC para a proteção das savanas amapaenses, principalmente frente às ameaças em curso quanto à agricultura de grãos em larga escala, cujas estimativas sugerem que 40% das savanas serão convertidas em área plantada de soja até 2026 (Carvalho & Mustin, 2017; Mustin *et al.*, 2017; Hilário *et al.*, 2017).

A conversão de áreas naturais de savana em lavoura de soja é, igualmente, uma ameaça no sul do Pará, cujos municípios mais produtores (como Redenção, Conceição do Araguaia, Cumarú do Norte, Santana do Araguaia e Santa Maria das Barreiras) passaram de uma área plantada de 500 hectares, em 2002, para 110 mil hectares, em 2014, havendo acréscimo de mais de 200 vezes em pouco mais de uma década (Staeve, 2018).

O agravante do crescimento da lavoura de soja é a ação combinada da perda direta das áreas naturais de savanas e o chamado 'efeito de arrasto', que se refere à implementação (a partir de investimentos em infraestrutura) de outras atividades destrutivas para as áreas florestais (em transição com a savana), como as

explorações pecuária e madeireira, em um processo de destruição e de fragmentação de imensas áreas de floresta (Mustin *et al.*, 2017; Hilário *et al.*, 2017).

## CONCLUSÃO

Os atributos ecológicos referentes à riqueza de espécies e de composição florística variam entre os subtipos das savanas amazônicas investigadas. Eles são mais expressivos nas savanas com prevalência do estrato lenhoso em relação aos estratos herbáceo e gramíneo, na seguinte configuração hierárquica: savana florestada, savana arborizada, savana parque e savana gramíneo-lenhosa.

A savana gramíneo-lenhosa é menos protegida entre os subtipos savanoides nesta porção da Amazônia oriental, com áreas altamente críticas quanto à conservação em todo o Amapá e no sudeste do Pará, em função do avanço do cultivo (em larga escala) de grãos (principalmente de soja), em um processo de conversão das áreas naturais de savana em agricultura comercial.

## AGRADECIMENTOS

Aos colegas Carlos Alberto Santos Silva, Luis Carlos Batista Lobato e Carlos Silva Rosário (identificadores botânicos), pelo trabalho de campo e no herbário. A Lia Torres Amaral, pelo *abstract*.

## REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, S. S., D. D. AMARAL, A. S. L. SILVA, C. S. ROSÁRIO & J. L. PEREIRA, 2007. Avaliação do estado de conhecimento da flora na região da BR-163 no estado do Pará. In: A. VENTURIERI (Org.): **Zoneamento ecológico-econômico da área de influência da rodovia BR-163 (Cuiabá-Santarém)**: v. 2: 85-110. EMBRAPA Amazônia Oriental, Belém.
- AMARAL, D. D., I. C. G. VIEIRA, R. P. SALOMÃO, S. S. ALMEIDA, J. B. F. SILVA, S. V. COSTA NETO, J. U. M. SANTOS, L. M. M. CARREIRA & M. N. C. BASTOS (Org.), 2007. **Campos e florestas das bacias dos rios Atua e Anajás, Ilha do Marajó**. Museu Paraense Emílio Goeldi (Coleção Adolpho Ducke), Belém.
- AMARAL, D. D., S. S. ALMEIDA, L. V. FERREIRA & M. N. C. BASTOS, 2008. Florestas, cerrado e conservação da serra das Andorinhas. In: P. S. S. GORAYEB (Ed.): **Parque Martiros-Andorinhas: conhecimento, história e preservação**: 162-193. Editora da Universidade Federal do Pará, Belém.





- AMORIM, P. K. & M. A. BATALHA, 2006. Soil characteristics of a hyperseasonal cerrado compared to a seasonal cerrado and a floodplain grassland: implications for plant community structure. **Brazilian Journal of Biology** 66(2b): 661-670. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-69842006000400010>.
- ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP (APG) IV, 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. **Botanical Journal of the Linnean Society** 181: 1-20.
- BARBOSA, R. I. & I. S. MIRANDA, 2005. Fitofisionomias e diversidade vegetal nas savanas de Roraima. In: R. I. BARBOSA, H. A. M. XAUD & J. M. COSTA E SOUZA (Ed.): **Savanas de Roraima: etnoecologia, biodiversidade e potencialidades agrossilvipastoris**: 61-78. FEMACT, Boa Vista.
- BRASIL, 2017. Ministério do Meio Ambiente. **PLANAVEG**: Plano Nacional de Recuperação da Vegetação Nativa: 1-73. MMA, Brasília. Disponível em: [http://snif.florestal.gov.br/images/pdf/publicacoes/planaveg\\_publicacao.pdf](http://snif.florestal.gov.br/images/pdf/publicacoes/planaveg_publicacao.pdf). Acesso em: 27 setembro 2018.
- BRIDGEWATER, S., J. A. RATTER & J. F. RIBEIRO, 2004. Biogeographic patterns,  $\beta$ -diversity and dominance in the cerrado biome of Brazil. **Biodiversity & Conservation** 13(12): 2295-2318. DOI: <https://doi.org/10.1023/B:BIOC.0000047903.37608.4c>.
- CARVALHO, W. D. & K. MUSTIN, 2017. The highly threatened and little known Amazonian savannahs. **Nature Ecology & Evolution** 1: 100. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41559-017-0100>.
- CAVALCANTE, C. O., A. S. FLORES & R. I. BARBOSA, 2014. Fatores edáficos determinando a ocorrência de leguminosas herbáceas em savanas amazônicas. **Acta Amazonica** 44(3): 379-386. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1809-4392201300954>.
- COSTA-NETO, S. V., 2014. **Fitofisionomia e florística de savanas no Amapá**. Tese (Doutorado em Ciências Agrárias) – UFRA/EMBRAPA, Belém.
- COSTA-NETO, S. V., I. S. MIRANDA, A. E. S. ROCHA, A. J. BASTOS & S. R. MIRANDA-JÚNIOR, 2017. Flora das savanas do estado do Amapá. In: A. M. BASTOS, J. P. MIRANDA-JUNIOR & R. B. LIMA E SILVA (Ed.): **Conhecimento e manejo sustentável da biodiversidade amapaense**: 65-94. Blucher, São Paulo.
- HILÁRIO, R. R., J. J. TOLEDO, K. MUSTIN, I. J. CASTRO, S. V. COSTA-NETO, E. E. KAUANO, V. V. EILERS, I. M. MENDES-JUNIOR, C. R. N. FUNI, P. M. FEARNESIDE, J. M. C. SILVA, A. M. C. EULER & W. D. CARVALHO, 2017. The fate of an Amazonian Savanna: government land-use planning endangers sustainable development in Amapá, the most protected Brazilian State. **Tropical Conservation Science** 10: 1-8. DOI: <https://doi.org/10.1177/1940082917735416>.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE), 2003. **Amazônia Legal 1:250.000**: banco de dados geográficos – vegetação. IBGE, Rio de Janeiro. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/geociencias-novoportal/informacoes-ambientais/geologia/15819-amazonia-legal.html?=&t=downloads>. Acesso em: 27 setembro 2018.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE), 2012. **Manual técnico da vegetação brasileira**: sistema fitogeográfico; inventário das formações florestais e campestres; técnicas e manejo de coleções botânicas; procedimentos para mapeamentos: 1-275. IBGE, Rio de Janeiro.
- JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO (JBRJ), [s. d.]. **Flora do Brasil 2020 em construção**. JBRJ, Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>. Acesso em: 27 setembro 2018.
- MAGNUSSON, W. E., A. P. LIMA, A. K. L. M. ALBERNAZ, T. M. SANAIOTTI & J. L. GUILLAUMET, 2008. Composição florística e cobertura vegetal das savanas na região de Alter do Chão, Santarém, PA. **Revista Brasileira de Botânica** 31(1): 165-177. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-84042008000100015>.
- MENDONÇA, R. C., J. M. FELFILI, B. T. WALTER, M. C. SILVA-JÚNIOR, A. V. REZENDE, T. S. FILGUEIRAS, P. E. NOGUEIRA & C. W. FAGG, 2008. Flora vascular do bioma cerrado: checklist com 12.356 espécies. In: S. M. SANO, S. P. ALMEIDA & J. F. RIBEIRO (Ed.): **Cerrado: ecologia e flora**: 421-1279. EMBRAPA Cerrados, Planaltina.
- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA), 2007. **PROBIO/Projeto de Conservação e Utilização Sustentável da Diversidade Biológica Brasileira**. Sub-projeto/Avaliação Ecológica e Seleção de Áreas Prioritárias à Conservação de Savanas Amazônicas. Arquipélago do Marajó. Estado do Pará. Relatório Final. MMA, Belém.
- MIRANDA, I. S., 1993. Estrutura do estrato arbóreo do cerrado amazônico em Alter do Chão, Pará, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica** 16(2): 143-150.
- MIRANDA, I. S. & M. L. ABSY, 2000. Fisionomias das savanas de Roraima, Brasil. **Acta Amazonica** 30(3): 423-440. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1809-43922000303440>.
- MIRANDA, I. S., S. S. ALMEIDA & P. J. DANTAS, 2006. Florística e estrutura de comunidades arbóreas em cerrados de Rondônia, Brasil. **Acta Amazonica** 36(4): 419-430. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672006000400004>.
- MUNHOZ, C. B. R. & J. M. FELFILI, 2008. Fitossociologia do estrato herbáceo-subarbustivo em campo limpo úmido do Brasil Central. **Acta Botanica Brasílica** 22(4): 905-913. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062008000400002>.
- MUSTIN, K., W. D. C. CARVALHO, R. R. HILÁRIO, S. V. COSTA-NETO, C. SILVA, I. M. VASCONCELOS, I. J. CASTRO, V. EILERS, E. E. KAUANO, R. N. G. MENDES-JUNIOR, C. FUNI, P. M. FEARNESIDE, J. M. C. SILVA, A. M. C. EULER & J. J. TOLEDO, 2017. Biodiversity, threats and conservation challenges in the Cerrado of Amapá, and Amazonian savanna. **Nature Conservation** 22: 107-127. DOI: <https://doi.org/10.3897/natureconservation.22.13823>.
- PRANCE, G. T., 1996. Islands in Amazonia. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences** 351(1341): 823-833. DOI: <https://doi.org/10.1098/rstb.1996.0077>.

- RATTER, J. A., S. BIDGEAWATER & J. F. RIBEIRO, 2003. Analysis of the floristic composition of the Brazilian cerrado vegetation III: comparison of the woody vegetation of the 376 areas. **Edinburgh Journal of Botany** 60(1): 57-109. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0960428603000064>.
- RIBEIRO, J. F. & B. M. T. WALTER, 1998. Fitofisionomias do bioma cerrado. In: S. M. SANO & S. P. ALMEIDA (Ed.): **Cerrado: ambiente e flora**: 89-166. EMBRAPA-CPAC, Planaltina.
- RIBEIRO, J. F. & B. M. T. WALTER, 2008. As principais fitofisionomias do bioma Cerrado. In: S. M. SANO, S. P. ALMEIDA & J. F. RIBEIRO (Ed.): **Cerrado: ecologia e flora**: 152-212. EMBRAPA Informações Tecnológicas, Brasília.
- RITTER, L. M. O., M. C. RIBEIRO & R. S. MORO, 2010. Composição florística e fitofisionomia de remanescentes disjuntos de Cerrado nos Campos Gerais, PR, Brasil - limite austral do bioma. **Biota Neotropica** 10(3): 379-414. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1676-06032010000300034>.
- ROCHA, A. E. S. & I. S. MIRANDA, 2012. Nova ocorrência de Poaceae para a América do Sul: *Alloteropsis* (Panicoideae/Poaceae). **Acta Amazonica** 42(4): 457-460. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672012000400002>.
- ROCHA, A. E. S., I. S. MIRANDA & S. V. COSTA-NETO, 2014. Composição florística e chave de identificação das Poaceae ocorrentes nas savanas costeiras amazônicas, Brasil. **Acta Amazonica** 44(3): 301-314. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1809-4392201305173>.
- SANAIOTTI, T. M., 1991. Ecologia de paisagem: savanas amazônicas. In: A. L. VAL, R. FIGLIUOLO & E. FOLDBERG (Ed.): **Bases científicas para estratégias de preservação e desenvolvimento da Amazônia: fatos e perspectivas**: v. 1: 77-81. INPA, Manaus.
- SANAIOTTI, T. M., L. A. MARTINELLI, R. L. VICTORIA, S. E. TRUMBORE & P. B. CAMARGO, 2002. Past vegetation, in Amazon savannas determined using carbon isotopes of soil organic matter. **Biotropica** 34(1): 2-16. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2002.tb00237.x>.
- SOUZA, C. D. & J. M. FELFILI, 2006. Uso de plantas medicinais na região de Alto Paraíso de Goiás, GO, Brasil. **Acta Botanica Brasilica** 20(1): 135-142. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33062006000100013>.
- STAEVIE, P.M., 2018. Um balanço das discussões sobre os impactos do agronegócio sobre a Amazônia brasileira. **Revista Nera** 2(42): 98-112.



# Constituintes voláteis da raiz e do rizoma de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae)

## Volatile constituents of the root and rhizome of *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae)

Raimundo Junior da Rocha Batista<sup>1</sup>  | Cristine Bastos do Amarante<sup>1</sup>  | Anderson de Santana Botelho<sup>1</sup>  |  
Eloisa Helena de Aguiar Andrade<sup>1</sup>  | Lidiane Diniz do Nascimento<sup>1</sup> 

<sup>1</sup>Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Belém, Pará, Brasil

**Resumo:** Os constituintes voláteis da raiz e do rizoma de *Montrichardia linifera*, coletados no aningal do Mangal das Garças, em Belém, Pará, foram obtidos por destilação e extração simultânea (DES) e analisados por cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massa (CG-EM), com o objetivo de contribuir para a identificação desses constituintes, submetidos a dois tempos de extração. Um total de 42 constituintes voláteis foi identificado na raiz, sendo pentadecanal, álcool veratril, ácido palmítico e 2-decanona os constituintes majoritários. Do rizoma, foram identificados 38 componentes voláteis, destacando-se o ácido palmítico, pentadecanal, tetracosano, desidro-1,8-cineol e fitona. Este é o primeiro estudo sobre os constituintes voláteis de *Montrichardia linifera*.

**Palavras-chave:** Aninga. Metabólitos secundários. CG-EM. Destilação extração simultânea.

**Abstract:** The volatile constituents from the root and rhizome of *Montrichardia linifera*, collected in the Mangal das Garças mangrove (Belém, Pará), were obtained by simultaneous distillation extraction (SDE), and analyzed by gas chromatography-mass spectrometry (GC-MS), with the objective of contributing to the identification of constituents of the plant, subjected to two extraction times. A total of 42 volatile constituents were identified in the root, with Pentadecanal, Veratryl alcohol, Palmitic acid, and 2-Decanone as the major components. From the rhizome 38 constituents were identified, and the most significant were: Palmitic acid, Pentadecanal, Tetracosane, Dehydro-1,8-cineole, and Phytone. This is the first report on the volatile constituents of *Montrichardia linifera*.

**Keywords:** *Aninga*. Secondary metabolites. GC-MS. Simultaneous distillation extraction.

---

BATISTA, R. J. R., C. B. AMARANTE, A. S. BOTELHO, E. H. A. ANDRADE & L. D. NASCIMENTO, 2019. Constituintes voláteis da raiz e do rizoma de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 197-207. Autor para correspondência: Raimundo Junior da Rocha Batista. Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Coordenação de Ciências da Terra e Ecologia. Av. Perimetral, 1901 – Terra Firme. Belém, PA, Brasil. CEP 66077-530 (rjunior@museu-goeldi.br).

Recebido em 17/12/2018

Aprovado em 11/04/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUÇÃO

Constituintes voláteis são substâncias produzidas e emitidas pelas plantas, podendo ser encontrados em grandes variedades estruturais, tais como fenilpropanoides, terpenoides, cetonas, aldeídos, cumarinas, entre outros. De acordo com Teixeira (2016), já foram catalogados cerca de 1.700 compostos de origem vegetal. Estas substâncias, conhecidas como metabólitos secundários, são encontradas em todas as partes das plantas e muitas delas exercem papel de defesa ou podem atuar na atração de polinizadores e de inimigos naturais (Corrêa & Vieira, 2007; Isman, 2006), além de apresentarem atividades antimicrobiana e anti-herbívoria (Riffel & Costa, 2015). Observa-se aumento no interesse pelo emprego destes compostos, principalmente pelas indústrias de cosméticos, de alimentos, de bebidas, farmacêuticas e pela agricultura. Esse fato deve-se à constante pressão, por parte da sociedade, pela busca de produtos menos agressivos à saúde e ao meio ambiente, bem como pela busca da sustentabilidade de suas atividades (Araniti *et al.*, 2014; Curi *et al.*, 2010; Garlet *et al.*, 2017; Gonçalves & Henkes, 2016).

A espécie *Montrichardia linifera*, ainda que descrita como tóxica, que pode causar queimaduras de pele e cegueira ao ter contato com os olhos, é muito utilizada na medicina tradicional como cicatrizante, antirreumática, anestésico contra ferrada de arraia, bem como no tratamento antifúngico de impingem e de frieira ou em tratamento diurético e de feridas e úlceras, por meio do uso do pó da raiz por parte de comunidades indígenas e ribeirinhas no Brasil (Amarante, 2010; Santos *et al.*, 2014; Silva *et al.*, 2013).

Estudos fitoquímicos desenvolvidos por Amarante (2010), Costa *et al.* (2009) e Santos *et al.* (2014) detectaram a presença de cumarinas, taninos, triterpenos, esteroides, alcaloides, flavonoides e saponinas.

Em relação às atividades biológicas, estudos mostram ação anti-inflamatória e antinociceptiva; atividade antiplasmódica da fração diclorometano e metanol do extrato etanólico e do extrato hexânico das folhas contra *Plasmodium falciparum* Welch, 1897; atividade antibacteriana dos extratos metanólicos e etanólicos das folhas contra bactérias Gram-positivas [*Staphylococcus aureus* Rosenbach, 1884, *Staphylococcus epidermidis* Evans, 1916 e *Enterococcus faecalis* (Orla-Jensen, 1919) Schleifer & Kilpper-Bälz, 1984] e do extrato hexânico contra bactérias Gram-negativas *Aeromonas hydrophila* (Chester, 1901) Stanier, 1943; antifúngica (Amarante *et al.*, 2010, 2011; Costa *et al.*, 2009; Miranda *et al.*, 2015; Plowman, 1969; Santos *et al.*, 2014); inseticida contra gorgulho-do-milho (*Sitophilus zeamais* Motschulsky, 1855); e citotóxica com *Artemia salina* Linnaeus, 1758 (Amarante *et al.*, 2010; Santos *et al.*, 2014).

As frações hexânicas do extrato etanólico das folhas, da bainha e do caule de *M. linifera* apresentaram atividade anti-*Leishmania* sobre promastigotas de *Leishmania amazonensis* Lainson & Shaw, 1972 (Silva-Silva *et al.*, 2017).

Os relatos de que as folhas de *M. linifera* são utilizadas em tratamentos antirreumáticos e de úlceras (Macedo *et al.*, 2005; Piedade *et al.*, 2005; Plowman, 1969; Silva *et al.*, 2013), acrescidos ao conhecimento de que o chá das folhas senescentes são aplicados em casos de doenças do fígado, motivaram o Museu Paraense Emílio Goeldi a fazer dois depósitos de pedido de patente, cuja tecnologia envolve processo para extração em grande escala de uma substância concentrada pertencente à classe dos poliprenóis<sup>1</sup>, bem como a realizar estudos químicos biomonitorados com esta planta, conduzidos na instituição desde 2009, os quais demonstraram que ela possui atividade antiplasmódica (Amarante *et al.*, 2011), assim como atividade larvicida

<sup>1</sup> Data de depósito: 17/09/2012; número do processo: BR 102014023380; título: "Processo de extração do princípio ativo poliprenóis naturais concentrado a partir da *Montrichardia linifera*".

e repelente, momento no qual foi feito o segundo depósito de pedido de patente<sup>2</sup>.

Conhecida popularmente como aninga, a *M. linifera* é uma espécie herbácea classificada como uma macrófita aquática da família Araceae (Engler, 1911). Trata-se de uma espécie nativa e não endêmica do Brasil que pode ser encontrada na Amazônia, na Caatinga, no Cerrado e na Mata Atlântica, assim como há registro de exemplares nas regiões Norte, Nordeste, Sul e Sudeste do Brasil (Gomes *et al.*, 2016; Holanda *et al.*, 2005; Lins & Oliveira, 1994; Silva *et al.*, 2013). Chega a medir de quatro a seis metros de altura, com caule aéreo, nós e entrenós bem definidos, folhas com ápice arredondado e nervuras reticuladas (Silva *et al.*, 2013).

Diante destes estudos e das descrições de suas utilidades na medicina tradicional, a composição química da raiz e do rizoma de *M. linifera* é inédita, havendo raros estudos botânicos a respeito (Lins, 1994; Lins & Oliveira, 1994). Dessa forma, o objetivo deste artigo foi contribuir para a identificação dos constituintes voláteis da raiz e do rizoma de *M. linifera*, submetidos a dois períodos de extração de uma e duas horas, observando se há diferença na quantidade de constituintes identificados.

## MATERIAL E MÉTODOS

### LOCAL DE COLETA E IDENTIFICAÇÃO

As amostras de raiz e de rizoma de *M. linifera* foram coletadas no aningal do Mangal das Garças, às margens da baía do Guajará/rio Guamá (1.46471° S e 48.50674° W), localizado na cidade de Belém, estado do Pará. A excisada encontra-se depositada no Herbário João Murça Pires, do Museu Paraense Emílio Goeldi, sob o registro MG 216695.

### SECAGEM DAS AMOSTRAS

As amostras foram higienizadas com água corrente, água deionizada, secas em ambiente refrigerado (16 °C) e

posteriormente em estufa, a uma temperatura de 45 °C. Após o processo de secagem, as amostras foram processadas em Blender de alta rotação, modelo BL.2.201, MC Marchesoni.

### EXTRAÇÃO DOS CONCENTRADOS VOLÁTEIS

Os concentrados voláteis foram obtidos, submetendo as amostras (10 g) ao processo de destilação e extração simultânea (DES), utilizando o extrator tipo Likens & Nickerson, ambos acoplados a sistema de refrigeração para manutenção da água de condensação entre 5-10 °C, durante o período de 1 e 2 h, utilizando o pentano como solvente para a extração dos constituintes.

### CROMATOGRAFIA GASOSA ACOPLADA À ESPECTROMETRIA DE MASSA (CG-EM)

Os concentrados voláteis foram identificados em cromatógrafo de fase gasosa, acoplado a um espectrômetro de massas, marca Shimadzu (GC/MS-QP2010 Plus), equipado com coluna capilar de sílica Rdx-5MS (30 m x 0,25 mm; 0,25 µm). A rampa de temperatura foi programada de 60-240 °C a 3 °C/min; temperatura do injetor: 240 °C; Hélio como gás de arraste (velocidade linear de 1,2 ml/min); injeção sem divisão de fluxo (0,1 µl do concentrado pentânico); temperatura da fonte de íons e outras partes: 200 °C. O filtro de quadrupolo varreu na faixa de 39 a 500 daltons por segundo. O espectro de massa foi obtido com a voltagem de ionização de 70 eV.

### IDENTIFICAÇÃO DOS CONSTITUINTES QUÍMICOS

A identificação foi baseada no índice de retenção linear, calculado em relação aos tempos de retenção de uma série homóloga de n-alcanos, e no padrão de fragmentação observado nos espectros de massas, por comparação destes com amostras autênticas existentes nas bibliotecas do sistema de dados (NIST05; NIST11) e da literatura (Adams, 2007).

<sup>2</sup> Data de depósito: 06/04/2018; número do processo: BR 1020180069780; título: "Composto contendo extratos, frações e óleos essenciais de espécies do gênero *Montrichardia* e seu uso como larvicida e repelente".

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

A partir dos concentrados voláteis da raiz e do rizoma de *M. linifera*, obtidos por destilação e extração simultânea (DES), foi feita a análise dos cromatogramas, bem como dos espectros de massa das substâncias, sendo possível determinar a composição química dos mesmos. Ao submetemos a raiz e o rizoma de *M. linifera* aos dois períodos de extração, observou-se que o mais eficiente na quantificação de constituintes voláteis foi o período de 2 h.

Nos concentrados voláteis da raiz, foi possível identificar um total de 28 constituintes no período de 1 h e um total de 33 constituintes no período de 2 h de extração. Nos concentrados voláteis do rizoma, foi identificado um total de 20 constituintes no período de 1 h e um total de 34 constituintes no período de 2 h de extração.

Na Tabela 1, encontram-se relacionados os constituintes voláteis identificados, os índices de retenção e o percentual de cada constituinte nos concentrados voláteis da raiz e do rizoma de *M. linifera* em dois períodos de extração (1 e 2 h). O total de constituintes voláteis identificados nos dois períodos de extração estudados foi de 42 constituintes para a raiz e 38 para o rizoma. Em um total de 59 constituintes identificados entre raiz e rizoma, os concentrados voláteis foram classificados essencialmente como ácidos graxos, alcaloides, alcanos, álcoois, aldeídos, cetonas, diterpenos, ésteres, fenilpropanoides, hidrocarbonetos, lactonas, norisoprenoides, piranos, sesquiterpenos e terpenos.

No concentrado volátil da raiz submetido a 1 h de extração, a porcentagem total corresponde a 66,09%, destacando-se o sesquiterpeno oxigenado pentadecanal, da classe dos aldeídos como componente majoritário (7,75%), seguido de benzaldeído (5,99%), 2-decanona (5,6%) e tetradecanal (4,47%). No período de extração de 2 h, a porcentagem total corresponde a 61,27%. Nesta extração, o pentadecanal (10,53%) é o componente majoritário, seguido de álcool veratril (7,17%), ácido palmítico (7,1%) e 2-decanona (4,4%).

No concentrado volátil do rizoma submetido a 1 h de extração, a porcentagem total corresponde a 49,7%,

destacando-se o tetradecanal (6,40%) como componente majoritário, seguido de ácido palmítico (5,62%), fitona (5,54%), 2-pentadecanona (4,39%) e geranilacetona (3,73%). No concentrado volátil do rizoma submetido ao período de 2 h de extração, a porcentagem total corresponde a 66,25%, no qual o ácido palmítico (15,62%) aparece como componente majoritário, seguido de pentadecanal (9,58%), tetracosano (8,8%), desidro-1,8-cineol (4,2%) e fitona (3,61%).

O aparecimento do ácido palmítico, um ácido graxo saturado, neste artigo, foi identificado como componente majoritário em extratos de taro (*Colocasia esculenta* (L.) Schott) (Wong *et al.*, 1998). Collantes Díaz *et al.* (2011) descreveram a presença do ácido palmítico em várias espécies da família Araceae (*Arisarum vulgare* O. Targ. Tozz., *Eminium spiculatum* (Blume) Schott, *Colocasia fornicata* (Roxb.) Kunth, *Acorus calamus* L., *Pistia stratiotes* L., *Typhonium flagelliforme* (Lodd.) Blume, *Dracunculus vulgaris* Schott e *Arum italicum* Mill) e como principal constituinte em *Anthurium sellowianum* Kunth, *Caladium bicolor* (Aiton) Vent., *Dracontium spruceanum* (Schott) G.H. Zhu, *Monstera adansonii* Schott, *Philodendron appendiculatum* Nadrusz & Mayo, *Philodendron cordatum* Kunth ex Schott, *Philodendron loefgrenii* Engl., *Philodendron* sp. e *Xanthosoma maximiliani* Schott.

O ácido palmítico apresentou atividade de efeito citotóxico para células leucêmicas humanas e atividade antitumoral *in vivo* em camundongos (Harada *et al.*, 2002).

No óleo essencial do rizoma de *Acorus calamus* L., apresentam-se como constituintes em comum decanal, metil eugenol, (*E*)-isoeugenol e (*E,E*)-2,4-decadienal (Gameau *et al.*, 2008; Liu *et al.*, 2013; Raal *et al.*, 2016). No óleo essencial das folhas e do rizoma, foi encontrado o octadecano (Raina *et al.*, 2003).

Analisando-se os resultados obtidos, com dados encontrados na literatura, é possível observar que, entre os constituintes identificados, existem alguns com eficácia estudada, tais como a atividade antifúngica do pentadecanal e do tetradecanal (Diba, 2018).



O metil eugenol, identificado na raiz e no rizoma, é um fenilpropanoide derivado do eugenol e, entre suas propriedades como atrativo de moscas, é registrado no Brasil para o monitoramento e a erradicação da mosca-da-carambola (*Bactrocera carambolae* Drew & Hancock, 1994)

no Norte do país. Apresenta também propriedades anestésicas, antinociceptivas, antiepiléticas, hipotérmicas e miorrelaxantes (Galdino & Raga, 2016; Wang *et al.*, 2015). Metil eugenol também foi identificado no óleo essencial de *Acorus gramineus* Sol. ex Aiton (Koo *et al.*, 2003).

Tabela 1. Constituintes voláteis (%) de raiz e rizoma de *Montrichardia linifera*. Legenda: IR = índice de retenção. (Continua)

Constituintes		IR	Raiz		Rizoma	
			1 h	2 h	1 h	2 h
1	Benzaldeído	945	5,99	-	-	-
2	Desidro-1,8-cineol	975	-	-	-	4,2
3	Octanal	990	-	1,28	-	-
4	Acetaldeído benzeno	1.032	-	-	-	1,34
5	(Z)-2-Nonenal	1.151	-	0,62	-	0,53
6	Naftaleno	1.176	2,96	1,4	2,41	-
7	2-Decanona	1.184	5,6	4,4	-	0,59
8	Decanal	1.199	1,94	0,8	1,76	0,55
9	Indol	1.283	-	0,62	1,25	0,39
10	2-Undecanona	1.286	1,35	0,42	-	-
11	Undecanal	1.302	1,76	-	-	-
12	p-Vinilguaiacol	1.302	-	1,54	-	-
13	p-Menth-1-en-9-ol	1.308	-	0,21	-	-
14	(E,E)-2,4-Decadienal	1.313	0,66	0,44	0,85	0,32
15	γ-Nonalactona	1.355	1,55	0,92	1,52	0,83
16	(E)-2-Undecenal	1.362	-	-	-	0,18
17	(Z)-Jasmona	1.389	-	3,17	-	-
18	Metil eugenol	1.398	1,00	-	2,16	0,31
19	2-Dodecanona	1.402	4,21	0,63	-	-
20	Álcool veratril	1.407	-	7,17	-	-
21	Dodecanal	1.409	1,95	-	2,06	0,91
22	(E)-Isoeugenol	1.444	-	-	-	3,24
23	Geranilacetona	1.446	-	-	3,73	-
24	Neril acetona	1.446	1,7	0,48	-	-
25	6-Metil-6-(5-metil-2-furanil)-3-hepteno-2-ona	1.479	-	-	-	0,17
26	8(12)-Drimeno	1.492	-	0,35	-	-
27	2-Tridecanona	1.494	1,81	0,37	-	-
28	Tridecanal	1.511	3,56	1,34	3,49	1,44
29	(Z)-Diidro-apofarnesol	1.580	-	-	0,46	0,21
30	(Z)-7-Tetradeceno-2-ona	1.587	-	-	-	0,29



Tabela 1.

(Conclusão)

Constituintes		IR	Raiz		Rizoma	
			1 h	2 h	1 h	2 h
31	Hexadecano	1.595	2,19	0,3	1,78	0,15
32	(Z)-7-Tetradecenal	1.605	-	-	-	0,34
33	Tetradecanal	1.612	4,47	3,37	6,40	3,07
34	Benzofenona	1.624	0,94	-	-	-
35	$\gamma$ -Dodecalactona	1.674	0,89	-	-	-
36	(E)-7-Tetradecenol	1.677	0,63	0,57	-	-
37	(E)-2-Tetradecenal	1.684	-	0,2	-	-
38	2-Pentadecanona	1.697	3,52	1,11	4,39	2,96
39	$\delta$ -Dodecalactona	1.702	1,26	-	-	-
40	Benzoato de etil-hexilo	1.705	1,55	-	-	0,46
41	Pentadecanal	1.715	7,75	10,53	-	9,58
42	Acetato de (Z)-7-tetradeceno-1-ol	1.783	-	-	-	0,21
43	(Z)-9-Hexadecenal	1.792	-	0,48	-	0,82
44	Octadecano	1.799	-	-	-	0,56
45	Acetato de farnesila	1.829	-	-	1,09	0,59
46	Fitona	1.840	2,59	2,06	5,54	3,61
47	Metil (9E, 12E)-9,12-hexadecadienoato	1.884	-	-	2,62	-
48	Farnesil acetona	1.907	0,94	0,63	1,08	0,63
49	Metil 14-Hexadecanoato de metila	1.924	0,56	1,62	0,72	0,26
50	Cembreno	1.932	-	-	-	0,23
51	Ácido palmítico	1.960	-	7,1	5,62	15,62
52	Sandaracopimaradieno	1.960	1,4	-	-	-
53	Palmitato de etila	1.991	-	1,7	-	-
54	13-epi-Dolabradieno	2.005	-	2,62	-	-
55	(Z)-13-Octadecenal	2.020	-	-	0,77	-
56	Ftalato de dineopentilo	2.057	-	1,9	-	0,58
57	Álcool estearílico	2.092	-	-	-	2,28
58	Sandaracopimarinal	2.179	1,36	0,92	-	-
59	Tetracosano	2.393	-	-	-	8,8
Total			66,09	61,27	49,7	66,25

No óleo essencial das raízes de *Philodendron acutatum* Schott, Viana *et al.* (2011) identificaram o 2-pentadecanona, 2-tridecanona e 2-undecanona como principais constituintes. O 2-undecanona, registrado pela *United States Environmental Protection Agency* (EPA) em

2007 como repelente comercial (Bissinger *et al.*, 2009; Bissinger & Roe, 2010), mostrou-se significativamente mais repelente para carrapatos de *Amblyomma americanum* Linnaeus, 1758, *Ixodes scapularis* Say, 1821 e *Dermacentor variabilis* Say, 1821 do que o DEET (N,N-dimetil-meta-

toluamida) (Bissinger *et al.*, 2009). Ele também é descrito na composição de produtos com efeito repelente para cachorros e gatos, apresentando efeitos citotóxicos (Chen *et al.*, 2014), sendo nematicida contra *Caenorhabditis elegans* Maupas, 1900, inseticida (*Drosophila melanogaster* Meigen, 1830), bem como fungicida e bactericida contra *Rhizoctonia solani* Kühn 1858, *Pseudomonas* e *Serratia* (Popova *et al.*, 2014).

A presença de 2-undecanona e 2-tridecanona em espécies de tomateiro é descrita como repelente da traça do tomateiro (*Scrobipalpula absoluta* Meyrick, 1917) (Picanço *et al.*, 1995) e está associada à resistência a vários artrópodes-pragas, como *Helicoverpa armigera* Hübner, 1805, *Helicoverpa zea*, *Spodoptera frugiperda* e *Plutella xylostella* (Simmons & Gurr, 2005; Stevens *et al.*, 2000; Ayil-Gutiérrez *et al.*, 2015; Kumar *et al.*, 2016).

O constituinte octanal apresentou grande atividade repelente em paraninfas de carrapato das espécies *Amblyomma americanum* e *Ixodes uriae* White, 1852 (Douglas *et al.*, 2004, 2005; Douglas, 2008) e efeito inibitório e bactericida associado com decanal contra cinco microrganismos (*Escherichia coli* T. Escherich, 1885, *Staphylococcus aureus* Rosenbach, 1884, *Saccharomyces cerevisiae* Meyen ex E.C. Hansen, *Penicillium citrinum* Thom, C. 1910 e *Aspergillus niger* van Tieghem, 1867) (Liu *et al.*, 2012).

Os efeitos antimicrobianos do composto volátil 2-decanona foram descritos como um controle promissor para o patógeno *Colletotrichum gloeosporioides* (Penzig) Penzig & Sacc., causador da antracnose em mangas (Zheng *et al.*, 2013); contra *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. e *Fusarium* sp. (Guevara-Avendaño *et al.*, 2019); com atividade inseticida contra cochonilha (*Planococcus ficus* Signoret, 1875) (Peschiutta *et al.*, 2019); e anti-helmíntica, junto com os constituinte 2-undecanona e (*E,E*)-2,4-decadienal, em nematoides gastrointestinais (*Teladorsagia* spp., *Haemonchus contortus* (Rudolf, 1803) e *Trichostrongylus* spp.) (Ortu *et al.*, 2017).

A atividade nematicida de (*E,E*)-2,4-decadienal foi observada em diferentes estágios de crescimento de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood,

1949, *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 e *Meloidogyne arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949, bem como na inibição de eclosão de ovos de *Meloidogyne incognita* em plantas de tomate (Ntalli *et al.*, 2013, 2016a) e de 2-undecanona na estrutura celular de *Meloidogyne incognita* (Ntalli *et al.*, 2016b).

O composto volátil Z-jasmona atua na resistência da planta contra danos causados por nematoides (*Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*) (Deuner *et al.*, 2015), por lagartas (*Spodoptera exigua* Hübner, 1808) em tomateiros (Disi *et al.*, 2017) e como atrativo polinizador de escaravelhos (*Cyclocephalini*). É descrito na literatura em algumas espécies de aráceas, como *Montrichardia arborescens* (L.) Schott, *Philodendron bipinnatifidum* Schott ex Endl., *Philodendron adamantinum* Mart. ex Schott (Pereira *et al.*, 2014; Etl *et al.*, 2016), *Thaumatococcus melleo-barretoanum* (R. Burle-Marx ex G.M. Barroso) Sakur., Calazans & Mayo e *Xanthosoma hylaeae* Engl. & K. Krause (Maia *et al.*, 2018).

## CONCLUSÃO

O tempo de extração de 2 h para a raiz e o rizoma de *Montrichardia linifera* foi o que proporcionou maior quantidade de constituintes identificados. Algumas dessas substâncias possuem efeitos terapêuticos comprovados que, de acordo com a literatura, possuem ação antinociceptiva, anestésica, antiepilética, hipotérmica e miorelaxante (metil eugenol), bactericida e fungicida (2-undecanona, 2-decanona, octanal, pentadecanal, tetradecanal, decanal), carrapaticida (2-undecanona, octanal), repelente (2-undecanona, 2-tridecanona, Z-jasmona, 2-decanona), nematicida ((*E,E*)-2,4-decadienal, 2-decanona, 2-undecanona, Z-jasmona) e funciona também como atrativo polinizador (Z-jasmona).

As substâncias identificadas nos concentrados voláteis da raiz e do rizoma de *M. linifera* corroboram os relatos dos indígenas e dos ribeirinhos que utilizam esta planta em um amplo espectro etnomedicinal para o tratamento antifúngico de impingem e de frieira, como antinociceptivo e anestésico para ferroadas de arraia e também como bactericida para feridas e úlceras.

Diante de todos esses relatos, o aprofundamento no conhecimento dos constituintes desta planta é de incontestável importância farmacológica, uma vez que este estudo é o primeiro a determinar os constituintes voláteis da raiz e do rizoma de *Montrichardia linifera*, visando contribuir para que haja melhor conhecimento acerca de sua composição química.

## AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e ao Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG), pela concessão de bolsa. À Dra. Cristine Bastos do Amarante, pela orientação e dedicação, e aos coautores, pela contribuição com o trabalho.

## REFERÊNCIAS

- ADAMS, R. P., 2007. **Identification of essential oil components by gas chromatography/mass spectrometry**. Allured Publishing Corporation, Illinois.
- AMARANTE, C. B., 2010. **Estudo químico, farmacognóstico, atividade biológica e farmacológica de *Montrichardia linifera* (Arruda)**. Tese (Doutorado em Química) - Universidade Federal do Pará, Belém.
- AMARANTE, C. B., R. C. S. MÜLLER, K. G. F. DANTAS, C. N. ALVES, A. H. MÜLLER & D. C. PALHETA, 2010. Composição química e valor nutricional para grandes herbívoros das folhas e frutos de aninga (*Montrichardia linifera*, Araceae). **Acta Amazonica** 40(4): 729-736. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672010000400013>.
- AMARANTE, C. B., A. H. MÜLLER, M. M. PÓVOA & M. F. DOLABELA, 2011. Estudo fitoquímico biomonitorado pelos ensaios de toxicidade frente à *Artemia salina* e de atividade antiplasmódica do caule de aninga (*Montrichardia linifera*). **Acta Amazonica** 41(3): 431-434. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672011000300015>.
- ARANITI, F., F. SUNSERI & M. R. ABENAVOLI, 2014. Phytotoxic activity and phytochemical characterization of *Lotus ornithopodioides* L., a spontaneous species of Mediterranean area. **Phytochemistry Letters** 8: 179-183. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.phytol.2013.08.019>.
- AYIL-GUTIÉRREZ, B. A., J. M. VILLEGAS-MENDOZA, Z. SANTES-HERNANDEZ, A. D. PAZ-GONZÁLEZ, M. MIRELES-MARTÍNEZ, N. M. ROSAS-GARCÍA & G. RIVERA, 2015. *Ruta graveolens* extracts and metabolites against *Spodoptera frugiperda*. **Natural Product Communications** 10(11): 1955-1958.
- BISSINGER, B. W., C. S. APPERSON, D. E. SONENSHINE, D. W. WATSON & R. M. ROE, 2009. Efficacy of the new repellent BioUD against three species of ixodid ticks. **Experimental & Applied Acarology** 48(3): 239-250. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s10493-008-9235-x>.
- BISSINGER, B. W. & R. M. ROE, 2010. Tick repellents: past, present, and future. **Pesticide Biochemistry and Physiology** 96(2): 63-79. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2009.09.010>.
- CHEN, J., W. WANG, C. SHI & J. FANG, 2014. A comparative study of sodium houttuynonate and 2-undecanone for their in vitro and in vivo anti-inflammatory activities and stabilities. **International Journal of Molecular Sciences** 15(12): 22978-22994. DOI: <https://doi.org/10.3390/ijms151222978>.
- COLLANTES DÍAZ, I. E., E. G. GONÇALVES, M. O. M. MARQUES & M. YOSHIDA, 2011. Incidência de ácidos grasos en especies de araceas. **Revista de la Sociedad Química del Perú** 77(4): 275-284.
- CORRÊA, A. G. & P. C. VIEIRA, 2007. **Produtos naturais no controle de insetos**: 1-150. EDUFSCAR, São Carlos.
- COSTA, E. S. S., M. F. DOLABELA, M. M. PÓVOA, D. J. OLIVEIRA & A. H. MÜLLER, 2009. Estudos farmacognósticos, fitoquímicos, atividade antiplasmódica e toxicidade em *Artemia salina* de extrato etanólico de folhas de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott, Araceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia** 19(4): 834-838. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-695X2009000600006>.
- CURI, D. P., E. A. JUNQUEIRA, E. BERTONI, E. CAMARGO & M. C. M. ALMEIDA, 2010. Inovação sustentável nas empresas de cosméticos. **Anais do Encontro da ANPAD** 34: 1-17. Disponível em: <http://www.anpad.org.br/admin/pdf/eso2621.pdf>. Acesso em: 13 outubro 2018.
- DEUNER, C., C. T. BORGES, A. S. ALMEIDA, G. E. MENEGHELLO & L. V. TUNES, 2015. Ácido jasmônico como promotor de resistência em plantas. **Revista de Ciências Agrárias** 38(3): 275-281.
- DIBA, F., 2018. Pengujian aktivitas anti cendawan sekresi pertahanan diri rayap tanah *Coptotermes curvignathus* Holmgren (Isoptera: Rhinotermitidae). **Jurnal Ilmu dan Teknologi Kayu Tropis** 5(1): 43-47.
- DISI, J. O., S. ZEBELO, E. NGUMBI & H. Y. FADAMIRO, 2017. *cis*-Jasmone primes defense pathways in tomato via emission of volatile organic compounds and regulation of genes with consequences for *Spodoptera exigua* oviposition. **Arthropod-Plant Interactions** 11(4): 591-602. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11829-017-9503-y>.
- DOUGLAS, H. D. III., J. E. CO, T. H. JONES & W. E. CONNER, 2004. Interspecific differences in *Aethia* spp. Auklet odorants and evidence for chemical defense against ectoparasites. **Journal of Chemical Ecology** 30(10): 1921-1935. DOI: <https://doi.org/10.1023/B:JOEC.0000045586.59468.de>.
- DOUGLAS, H. D. III., J. E. CO, T. H. JONES, W. E. CONNER & J. F. DAY, 2005. Chemical odorant of colonial seabird repels mosquitoes. **Journal of Medical Entomology** 42(4): 647-651. DOI: <https://doi.org/10.1093/jmedent/42.4.647>.

- DOUGLAS, H. D. III., 2008. Prenuptial perfume: allooinating in the social rituals of the crested auklet (*Aethia cristatella*) and the transfer of arthropod deterrents. **Naturwissenschaften** 95(1): 45-53. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00114-007-0294-3>.
- ENGLER, A., 1911. Araceae-Lasioideae. In: A. ENGLER. **Das Pflanzenreich: regni vegetabilis conspectus**: IV. 23C. Real Jardín Botánico CSIC, Leipzig. Disponível em: <https://bibdigital.rjb.csic.es/ing/Libro.php?Libro=577>. Acesso em: 13 outubro 2018.
- ETL, F., A. BERGER, A. WEBER, J. SCHÖNENBERGER & S. DÖTTERL, 2016. Nocturnal plant bugs use cis-jasmone to locate inflorescences of an Araceae as feeding and mating site. **Journal of Chemical Ecology** 42(4): 300-304. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10886-016-0688-9>.
- GALDINO, L. T. & A. RAGA, 2016. Semioquímicos em moscas-das-frutas. **Documento Técnico** (29): 1-30.
- GARLET, V., S. G. TELOCKEN, R. R. FAVARIN, C. P. GRELLMANN & V. M. F. COSTA, 2017. Inovação sustentável e seus reflexos na dimensão social: um estudo de caso. **Saber Humano** 7(11): 225-244.
- GARNEAU, F. X., G. COLLIN, H. GAGNON, A. BÉLANGER, S. LAVOIE, N. SAVARD & A. PICHETTE, 2008. Aromas from Quebec. I. Composition of the essential oil of the rhizomes of *Acorus calamus* L. **Journal of Essential Oil Research** 20(3): 250-254. DOI: <https://doi.org/10.1080/10412905.2008.9700004>.
- GOMES, F. H., J. C. KER, T. O. FERREIRA, A. M. S. S. MOREAU & M. S. MOREAU, 2016. Characterization and pedogenesis of mangrove soils from Ilhéus-BA, Brazil. **Revista Ciência Agronômica** 47(4): 599-608.
- GONÇALVES, J. S. & J. A. HENKES, 2016. Produção de cosméticos de forma mais sustentável. **Revista Gestão & Sustentabilidade Ambiental** 5(1): 473-488.
- GUEVARA-AVENDAÑO, E., A. A. BEJARANO-BOLÍVAR, A. L. KIEL-MARTÍNEZ, M. RAMÍREZ-VÁZQUEZ, A. MÉNDEZ-BRAVO, E. A. VON WOBESER, D. SÁNCHEZ-RANGEL, J. A. GUERRERO-ANALCO, A. ESKALEN & F. REVERCHON, 2019. Avocado rhizobacteria emit volatile organic compounds with antifungal activity against *Fusarium solani*, *Fusarium* sp. associated with Kuroshio shot hole borer, and *Colletotrichum gloeosporioides*. **Microbiological Research** 219: 74-83. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.micres.2018.11.009>.
- HARADA, H., U. YAMASHITA, H. KURIHARA, E. FUKUSHI, J. KAWABATA & Y. KAMEI, 2002. Antitumor activity of palmitic acid found as a selective cytotoxic substance in a marine red alga. **Anticancer Research** 22(5): 2587-2590.
- HOLANDA, F. S. R., L. G. C. SANTOS, C. M. SANTOS, A. P. B. CASADO, A. PEDROTTI & G. T. RIBEIRO, 2005. Riparian vegetation affected by bank erosion in the Lower São Francisco River, Northeastern Brazil. **Revista Árvore** 29(2): 327-336. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622005000200016>.
- ISMAN, M. B., 2006. Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. **Annual Review of Entomology** 51: 45-66. DOI: <http://dx.doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151146>.
- KOO, B. S., K. S. PARK, J. H. HA, J. H. PARK, J. C. LIM & D. U. LEE, 2003. Inhibitory effects of the fragrance inhalation of essential oil from *Acorus gramineus* on central nervous system. **Biological & Pharmaceutical Bulletin** 26(7): 978-982.
- KUMAR, V., S. G. E. REDDY, U. CHAUHAN, N. KUMAR & B. SINGH, 2016. Chemical composition and larvicidal activity of *Zanthoxylum armatum* against diamondback moth, *Plutella xylostella*. **Natural Product Research** 30(6): 689-692. DOI: <http://dx.doi.org/10.1080/14786419.2015.1036270>.
- LINS, A. L. F. A., 1994. **Aspectos morfológicos e anatômicos de raízes do gênero *Montrichardia* Crüger. (Aracea)**. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas/Botânica) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- LINS, A. L. F. A. & P. L. OLIVEIRA, 1994. Origem, aspectos morfológicos e anatômicos das raízes embrionárias de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica** 10(2): 221-236.
- LIU, K., Q. CHEN, Y. LIU, X. ZHOU & X. WANG, 2012. Isolation and biological activities of decanal, linalool, valencene, and octanal from sweet orange oil. **Journal of Food Science** 77(11): C1156-C1161. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.02924.x>.
- LIU, X. C., L. G. SHOU, Z. L. LIU & S. S. DU, 2013. Identification of insecticidal constituents of the essential oil of *Acorus calamus* rhizomes against *Liposcelis bostrychophila* Badonnel. **Molecules** 18(5): 5684-5696. DOI: <http://dx.doi.org/10.3390/molecules18055684>.
- MACEDO, E. G., B. G. SANTOS FILHO, R. C. V. POTIGUARA & D. S. B. SANTOS, 2005. Anatomia e arquitetura foliar de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Aracea) espécie da várzea amazônica. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Ciências Naturais** 1(1): 19-43.
- MAIA, A. C. D., C. GRIMM, M. SCHUBERT, F. ETL, E. G. GONÇALVES, D. M. D. A. F. NAVARRO, S. SCHULZ & S. DÖTTERL, 2018. Novel floral scent compounds from night-blooming Araceae pollinated by Cyclocephaline scarabs (Melolonthidae, Cyclocephalini). **Journal of Chemical Ecology** 45(2): 204-213. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s10886-018-1018-1>.
- MIRANDA, J. A. L., J. A. ROCHA, K. M. ARAÚJO, P. V. QUELEMES, S. J. MAYO & I. M. ANDRADE, 2015. Atividade antibacteriana de extratos de folhas de *Montrichardia linifera* (Arruda) Schott (Araceae). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais** 17(4, supl. 3): 1142-1149. DOI: [http://dx.doi.org/10.1590/1983-084x/14\\_169](http://dx.doi.org/10.1590/1983-084x/14_169).
- NTALLI, N., E. NASIOU & U. MENKISSOGLU-SPIROUDI, 2013. Evaluation of essential oils from rosemary, orange, lavender and false yellowhead on hatching and motility of root-knot nematode. **Journal of Agricultural Science and Technology A** (3): 603-616.



- NTALLI, N., C. OPLOS, M. MICHALIDIS, A. THANASENARIS, D. KONTEA, P. CABONI, N. G. TSIROPOULOS, U. MENKISSOGLU-SPIROUDI & Z. ADAMSKI, 2016a. Strong synergistic activity and egg hatch inhibition by (*E,E*)-2,4-decadienal and (*E*)-2-decenal in *Meloidogyne* species. **Journal of Pest Science** 89(2): 565-579. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-015-0711-x>.
- NTALLI, N., M. RATAJCZAK, C. OPLOS, U. MENKISSOGLU-SPIROUDI & Z. ADAMSKI, 2016b. Acetic acid, 2-undecanone, and (*e*)-2-decenal ultrastructural malformations on *Meloidogyne incognita*. **The Journal of Nematology** 48(4): 248-260.
- ORTU, E., G. SANNA, A. SCALA, G. PULINA, P. CABONI & G. BATTACONE, 2017. In vitro anthelmintic activity of active compounds of the fringed rue *Ruta chalepensis* against dairy ewe gastrointestinal nematodes. **Journal of Helminthology** 91(4): 447-453. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0022149X16000419>.
- PEREIRA, J., C. SCHLINDWEIN, Y. ANTONINI, A. C. D. MAIA, S. DÖTTERL, C. MARTINS, D. M. A. F. NAVARRO & R. OLIVEIRA, 2014. *Philodendron adamantinum* (Araceae) lures its single cyclocephaline scarab pollinator with specific dominant floral scent volatiles. **Biological Journal of the Linnean Society** 111(3): 679-691. DOI: <https://doi.org/10.1111/bj.12232>.
- PESCHIUTTA, M. L., V.D. BRITO, M. ORDANO & J. A. ZYGADLO, 2019. Efficacy of selected volatile compounds for organic vine mealybug control. **Vitis: Journal of Grapevine Research** 58(1): 1-6. DOI: <https://doi.org/10.5073/vitis.2019.58.1-6>.
- PICANÇO, M. C., D. J. H. SILVA, G. L. D. LEITE, A. C. MATA & G. N. JHAM, 1995. Intensidade de ataque de *Scrobipalpula absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera Gelechiidae) ao dossel de três espécies de tomateiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 30(4): 429-433.
- PIECADE, M. T. F., J. SCHÖNGART & W. J. JUNK, 2005. O manejo sustentável das áreas alagáveis da Amazônia central e as comunidades de herbáceas aquáticas. **Uakari** 1(1): 43-56. DOI: <http://dx.doi.org/10.31420/uakari.v1i1.9>.
- PLOWMAN, T., 1969. Folk uses of new world aroids. **Economic Botany** 23(2): 97-122.
- POPOVA, A. A., O. A. KOKSHAROVA, V. A. LIPASOVA, J. V. ZAITSEVA, O. A. KATKOVA-ZHUKOTSKAYA, S. I. EREMIINA, A. S. MIRONOV, L. S. CHERNIN & I. A. KHMEL, 2014. Inhibitory and toxic effects of volatiles emitted by strains of *Pseudomonas* and *Serratia* on growth and survival of selected microorganisms, *Caenorhabditis elegans*, and *Drosophila melanogaster*. **BioMed Research International** (2014): 1-11. DOI: <http://dx.doi.org/10.1155/2014/125704>.
- RAAL, A., A. ORAV & T. GRETCHUSHNIKOVA, 2016.  $\beta$ -Asarone content and essential oil composition of *Acorus calamus* L. rhizomes from Estonia. **Journal of Essential Oil Research** 28(4): 299-304. DOI: <https://doi.org/10.1080/10412905.2016.1147391>.
- RAINA, V. K., S. K. SRIVASTAVA & K. V. SYAMASUNDER, 2003. Essential oil composition of *Acorus calamus* L. from the lower region of the Himalayas. **Flavour and Fragrance Journal** 18(1): 18-20. DOI: <https://doi.org/10.1002/ffj.1136>.
- RIFFEL, A. & J. G. COSTA, 2015. **Os voláteis de plantas e o seu potencial para a agricultura**. EMBRAPA Tabuleiros Costeiros (Documentos, 201), Aracaju.
- SANTOS, F. N., T. A. OLIVEIRA, K. C. S. LIMA, J. I. A. ANDRADE, D. X. SILVA, L. V. AMARAL, H. D. MOYA, B. RONCHI-TELES, T. MATSUURA & C. V. NUNEZ, 2014. *Montrichardia linifera* (Araceae) biological potential, phytochemical prospection and polyphenol content. **Universitas Scientiarum** 19(3): 213-224. DOI: <https://doi.org/10.11144/javeriana.SC19-3.mlab>.
- SILVA, J. V. S., D. M. ROSÁRIO, A. S. S. VEIGA, F. VASCONCELOS, S. PERCÁRIO & M. F. DOLABELA, 2013. Uma revisão bibliográfica sobre Araceae com foco nos gêneros *Pistia*, *Philodendron* e *Montrichardia*: aspectos botânicos, fitoquímicos e atividades biológicas. **Revista Fitos** 8(2): 73-160. DOI: <https://doi.org/10.5935/1808-9569.20130006>.
- SILVA-SILVA, J. V., R. C. S. MONTEIRO, H. P. C. BRIGIDO, V. V. VALE, J. V. SILVESTRE, N. C. S. SILVA, F. T. SILVEIRA, A. M. R. MARINHO & M. F. DOLABELA, 2017. Anti-promastigote activity of the Amazon plants. **Journal of Pharmacy and Pharmacology** 5: 654-660. DOI: <https://doi.org/10.17265/2328-2150/2017.09.007>.
- SIMMONS, A. T. & G. M. GURR, 2005. Trichomes of *Lycopersicon* species and their hybrids: effects on pests and natural enemies. **Agricultural and Forest Entomology** 7(4): 265-276. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1461-9555.2005.00271.x>.
- STEVENS, J. L., M. J. SNYDER, J. F. KOENER & R. FEYEREISEN, 2000. Inducible P450s of the CYP9 family from larval *Manduca sexta* midgut. **Insect Biochemistry and Molecular Biology** 30(7): 559-568.
- TEIXEIRA, J. P. F., 2016. **Comunicação entre plantas como estratégia de defesa**. Instituto Agrônômico, Centro de Recursos Genéticos Vegetais, Campinas. Disponível em: [http://www.iac.sp.gov.br/imagem\\_informacoestecnologicas/100.pdf](http://www.iac.sp.gov.br/imagem_informacoestecnologicas/100.pdf). Acesso em: 13 outubro 2018.
- VIANA, F. A., M. ANDRADE-NETO, Y. B. M. POULIQUEN & V. G. LUCIEN, 2011. Chemical composition of the essential oil from roots of *Philodendron acutatum* Schott. **Journal of Essential Oil Research** 14(3): 172-174. DOI: <https://doi.org/10.1080/10412905.2002.9699814>.
- WANG, Z. J., B. TABAKOFF, S. R. LEVINSON & T. HEINBOCKEL, 2015. Inhibition of Na<sub>v</sub>1.7 channels by methyl eugenol as a mechanism underlying its antinociceptive and anesthetic actions. **Acta Pharmacologica Sinica** 36(7): 791-799. DOI: <https://doi.org/10.1038/aps.2015.26>.



WONG, K. C., F. N. CHONG & S. G. CHEE, 1998. Volatile constituents of taro (*Colocasia esculents* (L.) Schott). **Journal of Essential Oil Research** 10(1): 93-95. DOI: <https://doi.org/10.1080/10412905.1998.9700849>.

ZHENG, M., J. SHI, J. SHI, Q. WANG & Y. LI, 2013. Antimicrobial effects of volatiles produced by two antagonistic *Bacillus* strains on the anthracnose pathogen in postharvest mangos. **Biological Control** 65(2): 200-206. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2013.02.004>.



# História natural das plantas do Maranhão (Brasil) no século XIX segundo a obra do Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres

## Natural history of the plants of Maranhão (Brazil) in the 19<sup>th</sup> century according to the works of Friar Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres

Jairo Fernando Pereira Linhares<sup>I</sup>  | Maria Ivanilde de Araujo Rodrigues<sup>II</sup>  | Claudio Urbano Bittencourt Pinheiro<sup>III</sup> 

<sup>I</sup>Pesquisador independente. São Luís, Maranhão, Brasil

<sup>II</sup>Universidade Estadual do Maranhão. São Luís, Maranhão, Brasil

<sup>III</sup>Universidade Federal do Maranhão. São Luís, Maranhão, Brasil

**Resumo:** O intercâmbio de plantas entre as colônias portuguesas ocorreu ao longo de todo um processo de expansão territorial desde o século XV. O objetivo geral deste artigo foi realizar pesquisa documental em "Poranduba maranhense: relação histórica da província do Maranhão", a fim de resgatar a história natural das plantas do Maranhão no século XIX, de modo a atualizar as informações de acordo com o conhecimento botânico atual, e, mais especificamente, conhecer as espécies, as procedências e os seus respectivos usos. Foram extraídos 174 etnômios, dos quais 88,51% (n = 154) foram identificados pelo menos em nível de família e 11,49% (n = 20) não tiveram suas identidades botânicas esclarecidas. Destes, 81% (n = 141) são constituídos por espécies nativas e 19% (n = 33), por exóticas. A alimentação humana obteve a maior citação de uso, 31% (n = 58). Os usos madeireiros e medicinais figuraram na sequência, com respectivos 22% (n = 41) e 15% (n = 28). No código de plantas, constam tanto espécies voltadas para o comércio, como cana-de-açúcar, algodão, tabaco e café, quanto espécies ligadas aos hábitos alimentares do colonizador português, além de grande número de espécies nativas. De maneira geral, a representação de plantas retrata o padrão de colonização.

**Palavras-chave:** História natural. Flora do Maranhão. Análise documental.

**Abstract:** The exchange of plants among the Portuguese colonies occurred throughout the process of Portuguese territorial expansion since the 15th century. The main goal of the present project was to carry out documentary research of the work "Poranduba maranhense: Historical relation of the province of Maranhão" and recover the natural history of plants of Maranhão in the 19th century, so as to update the information according to current botanical knowledge, and more specifically, to identify the species, provenances, and their uses. 174 ethnonyms were extracted, of which 88.51% (n = 154) were identified at least at the family level and 11.49% (n = 20) did not have their botanical identities clarified. Of these, 81% (n = 141) consisted of native species and 19% (n = 33) of exotic ones. Human food obtained the highest citation of use, 31% (n = 58). Wood and medicinal uses followed, with respective 22% (n = 41) and 15% (n = 28). In the codex of plants there are commercially important species such as: sugarcane, cotton, tobacco, coffee, as well as species linked to the Portuguese colonizer's eating habits, but also a large number of native species. In general, the representation of plants portrays the pattern of colonization.

**Keywords:** Natural history. Flora of Maranhão. Documentary analysis.

---

LINHARES, J. F. P., M. I. A. RODRIGUES & C. U. B. PINHEIRO, 2019. História natural das plantas do Maranhão (Brasil) no século XIX segundo a obra do Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais* 14(2): 209-221.

Autor para correspondência: Jairo Fernando Pereira Linhares. Pesquisador independente (jairoivini29@yahoo.com.br).

Recebido em 23/01/2018

Aprovado em 04/06/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUÇÃO

O intercâmbio de plantas entre as colônias ao longo de todo o processo de expansão territorial português, desde o século XV, tornou comum o transplante de espécies, especialmente plantas com potencial de exploração agrícola através do cultivo extensivo (Pataca, 2016, p. 90).

Vale ressaltar que, além do cultivo de produtos direcionados ao comércio europeu, como a cana-de-açúcar, o algodão e o tabaco, os colonizadores portugueses trouxeram hábitos alimentares e, junto com eles, vieram também cultivos de legumes, frutas e verduras já aclimatados, como romãzeira, laranjas, bananas etc. (Gesteira, 2013, p. 34).

No Brasil, o intercâmbio de plantas está tão atrelado à história da colonização que é impossível afirmar a data de chegada de plantas vindas de outras regiões do mundo, muito embora se acredite que tenham vindo com as primeiras caravelas (Kury, 2013, p. 8).

Não obstante, durante o Brasil colônia do século XVII, o monopólio holandês sobre importantes regiões da Ásia que eram produtoras das chamadas 'drogas' (especiarias, tais como condimentos, plantas medicinais e aromáticas etc.), somadas à crise do mercado açucareiro e do tabaco, fez do Maranhão uma alternativa econômica para os portugueses explorarem a riqueza vegetal existente, aliando-se a isso as condições de solo e de clima, as quais eram favoráveis à aclimação de plantas vindas de diferentes partes do mundo (Cardoso, 2015, p. 118).

Em vista disso, o interesse pelas 'drogas' existentes no Maranhão fez parte de um processo de mudança nas possibilidades de geração de riquezas, iniciado em larga escala entre os séculos XV e XVI, com a implantação de experimentos portugueses que objetivavam a aclimação de plantas nas ilhas da Madeira, de Cabo Verde e de Açores (Cardoso, 2015, p. 119).

Por outro lado, existia o esforço em cultivar espécies nativas do Maranhão com propriedades semelhantes

às atribuídas às drogas vindas do oriente. Após 1670, espécies que eram simplesmente coletadas passaram a ser cultivadas, a exemplo do cacau (*Theobroma cacao* L. – Malvaceae), cultivado pelo jesuíta Bettendorff, em 1674 (Camargo, 2014, p. 122).

Outros registros sobre a historiografia das plantas no Maranhão durante o período colonial podem ser encontrados em fontes documentais, como a obra escrita no século XVII, intitulada "História da missão dos padres capuchinhos na ilha do Maranhão e suas circumvisinhas", do missionário francês Frei Claude d'Abbeville (1874), escrita no período em que os franceses invadiram o Maranhão. Após a expulsão dos franceses pelos portugueses, foi enviado ao Maranhão o Frei Cristóvão de Lisboa para catequisar os índios, o qual, durante esse período, escreveu a obra intitulada "História dos animais e árvores do Maranhão" (Lisboa, 1967) (Ávila-Pires, 1992, p. 205).

No século XIX, Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres publicou a obra "Poranduba maranhense: relação histórica da província do Maranhão", escrita em 1819 e publicada em 1891, a qual traz uma descrição geral da província do Maranhão e do Pará, até a separação das duas províncias. E justifica a importância de sua obra: "Todos os que têm vivido no Maranhão sabem quão falta é esta província de memórias, e quão custa o alcançar n'ella quaisquer noticias certas" (Prazeres, 1891, p. 8).

No que se refere à importância da obra sobre a história natural do Maranhão, Fr. Francisco de S. José do Convento de São Francisco da Villa-Real, em parecer emitido sobre a referida obra, ressalta:

Em tudo que pertence á historia natural do paiz o autor descreve as couzas com a clareza e exactidão de uma testemunha de vista, pois é sabido que ele viveo muitos anos em muitos sítios, de que fala, onde mesmo delineou e compoz a sua obra (Prazeres, 1891, p. 5-6).

Contudo, apesar do conhecimento acerca da história natural do Maranhão conferido ao Frei Francisco de Nossa



Senhora dos Prazeres, a descrição das plantas e dos animais foi desprovida de termos técnicos, como o próprio autor esclarece: "No que pertence à história natural omito quasi sempre os termos technicos, e uso de similhanças, para que todos entendam" (Prazeres, 1891, p. 8).

Não obstante, o acesso e a análise das interpretações destas obras vêm propor novas argumentações, trazendo para o presente as evidências que contam sobre o emprego de espécies vegetais da flora nacional e exótica no território brasileiro (Medeiros, 2009, p. 42).

Portanto, a importância do presente artigo consiste no aumento do conhecimento sobre as espécies vegetais presentes no Maranhão no século XIX. O objetivo geral deste artigo foi, portanto, o de realizar pesquisa documental da obra "Poranduba maranhense: relação histórica da província do Maranhão" (Prazeres, 1891) e resgatar a história natural das plantas do Maranhão no século XIX, de modo a atualizar as informações de acordo com o conhecimento botânico atual e, mais especificamente, conhecer as espécies, as procedências e os seus respectivos usos.

## MATERIAL E MÉTODOS

Para coleta dos dados, foi consultada a edição fac-símile da obra do Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres, intitulada "Poranduba maranhense: relação histórica da província do Maranhão" (Prazeres, 1891). Esta se constituiu na fonte documental primária para elaboração do códice das plantas maranhenses no século XIX. Deste ponto em diante, neste artigo, passa a ser designada como referência direta (RD).

## IDENTIDADE E ORIGEM BOTÂNICA

Para dar início à identificação botânica, os etnônimos das plantas encontrados foram transcritos conforme achados na referência direta, mantendo-se a versão paleográfica como eram conhecidas as plantas na época (Medeiros, 2009, p. 60). Como parte dos etnônimos da referência direta teve origem na língua Tupi-Guarani, buscou-se

o esclarecimento das identidades botânicas por meio de consultas aos trabalhos de Miranda (1942), Barbosa (1951), Edelweiss (1969), Betts (1981) e Bueno (1982).

Complementarmente, foram buscadas informações sobre a identidade botânica através de consultas feitas a dicionários (Medeiros, 2009, p. 60) de língua portuguesa publicados no século XIX e no início do século XX, elaborados por Silva (1831a, 1831b) e Figueiredo (1911). Adicionalmente, foram realizadas consultas a "Chambers's encyclopedia, a dictionary of universal knowledge" (Chambers, 1895).

Contudo, o uso de etnônimos necessita de um esclarecimento. Se, por um lado, é uma ferramenta indispensável para caracterização das espécies, por outro, pode incidir em erros. O emprego dos etnônimos pode levar a dois fenômenos, a saber: homonímia (um mesmo nome popular para designar plantas de espécies diferentes) e sinonímia (vários nomes populares pelos quais se denominam uma única espécie) (Vásquez *et al.*, 2014, p. 467).

Outro recurso utilizado para auxiliar na identificação botânica foi a busca às descrições das plantas encontradas nas referências diretas. Como pode ser observado na descrição do jenipapeiro (*Genipa americana* L. – Rubiaceae) encontrada na obra e transcrita a seguir.

Genipapeiro, arvore de folha verde e escura, grossa e assimilhada ao castanheiro. O fruto xamado genipapo é da grandeza de maçan, de casca cinzenta e aspéra, polpa tirante a parda e no interior d'estas muitas pevides; é substancial, porém muito quente, especialmente as pevides. Esta arvore despede-se da folha; porém n'ella permanecem os frutos, e só principiam amadurecer, quando ella já esta vestida de nova folha, e já crescidos os genipapos, que tem que ficar para o anno futuro. O genipapo maxo não da fruto (Prazeres, 1891, p. 150-151).

Outra questão aventada para a elucidação da identidade botânica das espécies foi a extensão territorial inventariada, daí inferimos a possibilidade da existência de corruptelas. A partir disso, compararam-

se as características das plantas descritas na referência direta com as descrições contidas em manuais de identificação de plantas da atualidade (nomes e características morfológicas que guardem semelhanças) (Linhares et al., 2018, p. 16).

Algumas RD fazem menção à existência de 'castas' e, dependendo da associação feita na obra, podem levar à conotação da ocorrência de espécies semelhantes ou, ainda, à existência de variedade dentro da própria espécie (variedade no sentido botânico). Outra conotação existente é quando se trata de espécie domesticada; aí o termo 'casta' ganha a conotação de variedade, mas, neste caso, tomando o sentido agrônomo.

Sendo assim, para efeito da organização dos dados, foram colocadas as 'castas' entre parênteses, ao lado da respectiva referência direta, preservando-se a versão paleográfica; ou, ainda, quando foi explicitada apenas a quantidade de castas existentes, optou-se por fazer o registro, colocado ao lado da respectiva referência direta.

A nomenclatura botânica empregada foi atualizada com base no banco de dados do *Missouri Botanical Garden's VAScular Tropicos (VAST) Nomenclatural Database W3 Tropicos* (Missouri Botanical Garden, 2006), além do *The International Plant Names Index* (IPNI, s. d.), bem como em literatura especializada. Para abreviatura dos nomes dos autores das espécies, adotou-se Brumitt & Powell (1992).

A determinação da origem das plantas deu-se a partir de registros contidos nas próprias RD, pois muitas delas explicitam sua procedência, como pode ser observado no trecho da obra de Prazeres (1891, p. 159): "São-Caetano (africana) [...] Sendo transportada de Guiné, foi plantada junto a uma capela de S. Caetano, e d'elle tomou o nome". Outra forma utilizada foi feita por meio de pesquisa bibliográfica. As RD não identificadas botanicamente, mas com etnônimo de origem Tupi-Guarani, foram consideradas para efeito desse estudo como nativas, uma vez que as plantas exóticas foram

introduzidas pelos próprios colonizadores, sendo, portanto, supostamente conhecidas pelo autor.

## USOS

Em relação aos usos atribuídos às referências diretas, somente foram registrados aqueles escritos de forma clara, pois, segundo estudos realizados por Lévi-Strauss (1986, 1989), o aborígine define e classifica tudo aquilo que lhe tenha utilidade, ou então o que possa lhe causar danos. Porém, Berlin (1992) ampliou essa compreensão, quando, em seus estudos, observou forte tendência de classificação baseada em características que vão além da utilidade ou do dano.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### IDENTIDADE E ORIGEM BOTÂNICA

Foram extraídas 174 referências diretas contidas na obra de Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres, das quais 88,51% (n = 154) foram identificados pelo menos no nível de família; do total, 11,49% (n = 20) das plantas ficaram indeterminados, em decorrência de insuficiências nas descrições contidas na fonte documental. Isso se justifica, em grande parte, pela própria explicação dada por Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres, que optou por não usar termos técnicos, a fim de permitir melhor compreensão por parte dos leitores, lançando mão de analogias.

As famílias botânicas representadas com maior número de espécies foram: Fabaceae (n = 24); Malvaceae (n = 8); Euphorbiaceae (n = 7); Moraceae e Rubiaceae (n = 6); Anacardiaceae, Cucurbitaceae e Poaceae (n = 5).

Quanto à origem, 81% (n = 141) das referências diretas são constituídos por espécies nativas e 19% (n = 33), por espécies exóticas.

As identidades botânicas das RD, as sinonímias encontradas e as suas respectivas origens foram dispostas no Apêndice 1.



A quantidade de plantas exóticas introduzidas no Maranhão despertou a atenção de Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres (1891, p. 141): "Muitas plantas medicinaes e varias arvores estrangeiras se têm naturalizado no paiz".

A observação feita pelo frei é corroborada pelas práticas adotadas pelo colonizador português. O fluxo de plantas entre as diversas regiões coloniais, bem como entre as capitânicas brasileiras, foi marca imprescindível para a criação de novas práticas culturais, expressas na culinária, no consumo dos vegetais, em todo o processo de ocupação territorial e na configuração geográfica do império (Pataca, 2016, p. 91).

Em vista disso, além de se observar plantas de origem extra Brasil, pode-se verificar plantas nativas do país, mas provenientes de outras regiões dele, como a jabuticabeira (*Myrciaria cauliflora* (Mart.) O. Berg – Myrtaceae) e a pitanga (*Eugenia uniflora* L. – Myrtaceae).

## USOS

Predominantemente, as plantas registradas na obra apresentaram alguma função utilitária, porém algumas delas possuíam mais de uma função, como pode ser exemplificado no seguinte trecho:

Carnaúba... tronco muito duro, o qual depois de brunido fica salpicado; e por isso d'elle se fazem lindos bastões. O fruto é negro e todos os viventes o comem. Só com esta planta se pôde fazer uma caza, sem outro ingrediente mais, que cipó (para atar em lugar de pregos) e barro; o tronco dá esteios, barrotes, e ripas; a folha serve para cobrir (como também para outros muitos uzos). Em quanto nova se faz do tronco mais tenro uma espécie de farinha em tempo de fome (Prazeres, 1891, p. 147).

Em vista disso, das 174 referências diretas existentes na obra, 189 apresentavam alguma indicação de uso. A alimentação humana obteve a maior citação, 31% (n = 58), com destaque para as plantas frutíferas. Os usos madeireiros e medicinais figuraram na sequência, com respectivos 22% (n = 41) e 15% (n = 28).

As referências diretas foram distribuídas em dezessete categorias de uso, como pode ser observado no Apêndice 2.

Por outro lado, algumas plantas, como açouta-cavalo, angelim, angelim-de-coco, araribá, árvore-do-pão, breo, cajurú, figueira, geribéba, não tiveram seus usos revelados por alguma razão. Contudo, algumas podem ter sido catalogadas por simples curiosidade, como pode ser visto no trecho:

Malícia das mulheres, erva espinhosa, de folha assimilhada à da lentilha, porém mais muida. Tanto que se lhe toca em algum ramo, logo os olhos d'este se murcham, e cada uma folha se encosta a sua oposta; mas passado algum espaço, recobra a planta o seo antigo estado. Desde o pôr até ao nascer do sol sucede em toda esta planta a mesma murchidão. Alguns autores xamam-lhe mimoza ou sensitiva (Prazeres, 1891, p. 153).

Outro aspecto a ser observado na obra é o emprego de sinónimas que, em alguns casos, resultou no tratamento de espécies distintas como se fosse uma única espécie, como pode ser observado no caso do cipó-de-cobra (*Cissampelos glaberrima* A. St. -Hil. – Menispermaceae) e da raiz-de-cobra (*Polygonum bistorta* L. – Polygonaceae) (Figuras 1A e 1B). O cipó-de-cobra é uma espécie nativa, enquanto que a raiz-de-cobra, de origem europeia, já era conhecida quanto ao seu emprego no tratamento contra picada de cobra (Chambers's, 1895). Chegando a terras brasileiras, o colonizador português deparou-se com outra planta, o cipó-de-cobra, a que os índios atribuíam a mesma propriedade; em razão disso, elas foram agrupadas como pertencendo a uma única espécie.

## CONCLUSÃO

No códice de plantas, constam tanto espécies voltadas ao comércio – como cana-de-açúcar, algodão, tabaco, café – quanto as ligadas aos hábitos alimentares do colonizador português, além de um grande número de espécies nativas. De maneira geral, a representação de plantas retrata o padrão de colonização.



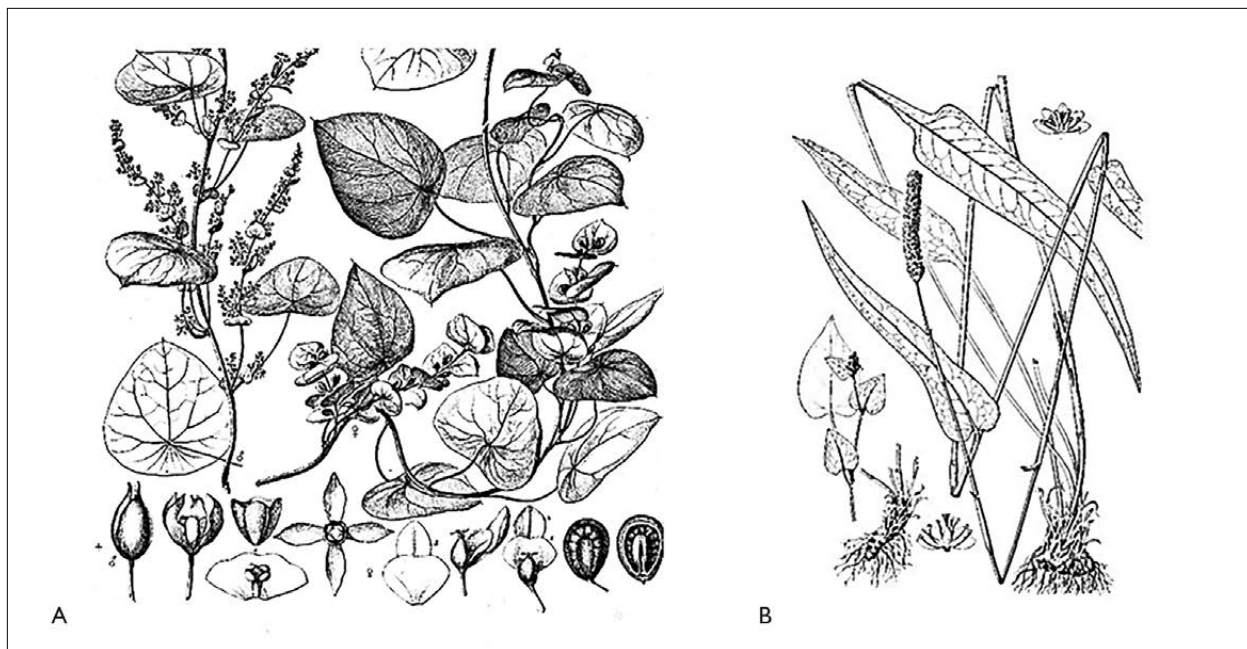


Figura 1. A) Cipó-de-cobra (*Cissampelos glaberrima* A. St. -Hill. – Menispermaceae); B) raiz-de-cobra (*Polygonum bistorta* L. – Polygonaceae). Fontes: Plantillustrations.org (s. d.) (A) e Missouri Botanical Garden (s. d.) (B).

## REFERÊNCIAS

- ÁVILA-PIRES, F. D., 1992. Mamíferos descritos na Poranduba maranhense de Frei Francisco dos Prazeres. *Revista Brasileira de Zoologia* 9(3-4): 203-213. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81751992000200006>.
- BARBOSA, L., 1951. *Pequeno vocabulário Tupi-Português*: 1-202. Livraria São José, Rio de Janeiro.
- BERLIN, B., 1992. *Ethnobiological classification: principles of categorization of plants and animals in traditional societies*: 1-335. Princeton University Press, Princeton.
- BETTS, L. V., 1981. *Dicionário Paritintin*: 1-231. Sociedade Internacional de Linguística, Departamento de Programas Linguísticos, Cuiabá.
- BRUMITT, R. K. & C. E. POWELL (Ed.), 1992. *Authors of plant names: a list of authors of scientific names of plants, with recommended standard forms of their names, including abbreviations*. Royal Botanic Garden Kew, London.
- BUENO, F. S., 1982. *Vocabulário tupi-guarani português*: 1-672. Brasil Livros Editor e Distribuidor Ltda., São Paulo.
- CAMARGO, M. T. L. A., 2014. *As plantas medicinais e o sagrado: a etnofarmacobotânica em uma revisão historiográfica da medicina popular no Brasil*: 1. ed.: 1-280. Ícone, São Paulo.
- CARDOSO, A., 2015. Species in Portuguese Amazon region: vegetable retail and Atlantic trade in the end of the Spanish Monarchy. *Tempo* 21(37): 1-18. DOI: <https://doi.org/10.1590/TEM-1980-542X2015v213701>.
- CHAMBERS, W., 1895. *Chambers's encyclopedia a dictionary of universal knowledge*: v. II: 1-828. Beaugency to cataract. William & Robert Chambers. Limited/J.B. Lippincott Company, London and Edinburgh/Philadelphia.
- D'ABBEVILLE, C., 1874. *História da missão dos padres capuchinhos na ilha do Maranhão e suas circumvisinhaças*. Typ. do Frias, São Luiz.
- EDELWEISS, F. G., 1969. *Estudos Tupis e Tupis-Guaranis: confrontos e revisões*: 1-299. Livraria Brasileira Editora, Rio de Janeiro.
- FIGUEIREDO, C., 1911. *Novo dicionário da língua portuguesa*: v. I: 1-1010. Sociedade Editora Arthur Brandão, Lisboa.
- GESTEIRA, H. M., 2013. A América portuguesa e a circulação de plantas, séculos XVI-XVIII. In: L. KURY (Org.): *Usos e circulação de plantas no Brasil - séculos XVI-XIX*: 1. ed.: 1-324. Andrea Jakobson Estúdio Editorial Ltda., Rio de Janeiro.
- KURY, L., 2013. Apresentação. In: L. KURY (Org.): *Usos e circulação de plantas no Brasil - séculos XVI-XIX*: 1. ed.: 8. Andrea Jakobson Estúdio Editorial Ltda., Rio de Janeiro.

- LÉVI-STRAUSS, C., 1986. O uso de plantas silvestres da América do Sul tropical. In: D. RIBEIRO (Ed.): **Suma etnológica brasileira: Etnobiologia**: v. 1: 27-46. Vozes/FINEP, Petrópolis.
- LÉVI-STRAUSS, C., 1989. A ciência do concreto. In: C. LÉVI-STRAUSS. **O pensamento selvagem**: 15-49. Editora Papirus, Campinas, SP.
- LINHARES, J. F. P., M. I. A. RODRIGUES, P. F. FREITAS & C. U. B. PINHEIRO, 2018. Etnobotânica histórica das plantas do Maranhão no século XVII baseada na obra de Cristóvão de Lisboa. **Biota Amazônia** 8(3): 15-18. DOI: <http://dx.doi.org/10.18561/2179-5746/biotaamazonia.v8n3p15-18>.
- LISBOA, F. C., 1967. **História dos animais e árvores do Maranhão**: 1-448. Arquivo Histórico Ultramarino/Centro de Estudos Históricos Ultramarinos, Lisboa.
- MEDEIROS, M. F. T., 2009. **Etnobotânica histórica: princípios e procedimentos**: 1-84. NUPEEA/Sociedade Brasileira de Etnobiologia e Etnoecologia (Série Estudos e Debates), Recife.
- MIRANDA, V. C., 1942. Estudos sobre o Nhêengatú. In: R. GARCIA (Ed.): Exotismos franceses originários da Língua Tupi. **Anais da Biblioteca Nacional do Rio de Janeiro** 64: 129-175.
- MISSOURI BOTANICAL GARDEN, 2006. Disponível em: <http://www1.biologie.uni-hamburg.de/b-online/ibc99/mobot>. Acesso em: 20 julho 2019.
- MISSOURI BOTANICAL GARDEN, [s. d.]. **Tropicos.org**. Disponível em: <http://www.tropicos.org/Image/19782>. Acesso em: 20 julho 2019.
- PATACA, E. M., 2016. Coleta, transporte e aclimação de plantas no Império Luso-Brasileiro (1777-1822). **Museologia & Interdisciplinaridade** 5(9): 88-108. DOI: <https://doi.org/10.26512/museologia.v5i9.17247>.
- PLANTILLUSTRATIONS.ORG, [s. d.]. *Cissampelos glaberrima* A.St.-Hil. Disponível em: [http://www.plantillustrations.org/illustration.php?id\\_illustration=12756&SID=0&mobile=0&co\\_de\\_category\\_taxon=1&size=1](http://www.plantillustrations.org/illustration.php?id_illustration=12756&SID=0&mobile=0&co_de_category_taxon=1&size=1). Acesso em: 20 julho 2019.
- PRAZERES, F. F. N. S., 1891. Poranduba maranhense: relação histórica da província do Maranhão. **Revista Trimestral do Instituto Histórico e Geográfico Brasileiro** 54(pt. 1): [4]-277. Disponível em: [http://biblio.etnolinguistica.org/prazeress\\_1891\\_poranduba](http://biblio.etnolinguistica.org/prazeress_1891_poranduba). Acesso em: 14 outubro 2017.
- SILVA, A. M., 1831a. **Dicionário da língua portuguesa**: Tomo I: A-E: 1-812. [S. n.], Lisboa.
- SILVA, A. M., 1831b. **Dicionário da língua portuguesa**: Tomo II: F-Z: 1-906. [S. n.], Lisboa.
- THE INTERNATIONAL PLANT NAMES INDEX (IPNI), [s. d.]. Disponível em: <http://www.ipni.org/ipni/plantnamesresearchpage>. Acesso em: 20 julho 2019.
- VÁSQUEZ, S. P. F., M. S. MENDONÇA & S. N. NODA, 2014. Etnobotânica de plantas medicinais em comunidades ribeirinhas do município de Manacapuru, Amazonas, Brasil. **Acta Amazônica** 44(4): 457-472. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1809-4392201400423>.

**Apêndice 1.** Referências diretas (RD) citadas na obra de Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres das plantas maranhenses no século XIX, com as respectivas famílias botânicas, nomes científicos e origem das plantas.

(Continua)

Nº	Família botânica	Nome científico	RD/castas	Origem
1	Amaranthaceae	<i>Amaranthus spinosus</i> L. 1753	Bredo	Nativa
2	Amaranthaceae	<i>Dysphania ambrosioides</i> (L.) Mosyakin & Clemants 2002	Mastrús	Exótica
3	Anacardiaceae	<i>Anacardium occidentale</i> L. 1753	Cajueiro (vermelho e amarelo)	Nativa
4	Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i> L. 1753	Mangueira (duas castas)	Exótica
5	Anacardiaceae	<i>Myracrodruon urundeuva</i> Allemão 1862	Aroeira	Nativa
6	Anacardiaceae	<i>Spondias mombin</i> L. 1753	Cajazeiras	Nativa
7	Anacardiaceae	<i>Tapiripa guianensis</i> Aubl. 1775	Tamanca	Nativa
8	Annonaceae	<i>Annona coriacea</i> Mart. 1841	Araticum	Nativa
9	Annonaceae	<i>Duguetia furfuracea</i> (A.St.-Hil.) Saff. 1914	Atéira	Nativa
10	Annonaceae	<i>Annona squamosa</i> L. 1753	Condeceira	Nativa
11	Apocynaceae	<i>Hancornia speciosa</i> Gomes 1803	Mangabeira (mangabeira brava)	Nativa
12	Apocynaceae	<i>Parahancornia amapa</i> (Huber) Ducke 1922	Mapá	Nativa
13	Apocynaceae	<i>Aspidosperma nitidum</i> Benth. ex Müll. Arg. 1860	Pão de remo	Nativa
14	Araceae	<i>Colocasia esculenta</i> (L.) Schott 1832	Inhâme	Nativa
15	Arecaceae	<i>Acrocomia aculeata</i> (Jacq.) Lodd. ex Mart. 1845	Mucajúba	Nativa
16	Arecaceae	<i>Astrocaryum vulgare</i> Mart. 1824	Tucum (linho rijo)	Nativa
17	Arecaceae	<i>Bactris brongniartii</i> Mart. 1844	Marajá	Nativa
18	Arecaceae	<i>Cocos nucifera</i> L. 1753	Coqueiro	Exótica
19	Arecaceae	<i>Copernicia prunifera</i> (Mill.) H.E. Moore 1963	Camaúba	Nativa
20	Arecaceae	<i>Desmoncus anomalus</i> Bartlett 1935	Titara	Nativa
21	Arecaceae	<i>Euterpe oleracea</i> Mart. 1824	Juçara	Nativa
22	Arecaceae	<i>Mauritia flexuosa</i> L. f. 1781	Murutim	Nativa
23	Arecaceae	<i>Maximiliana maripa</i> (Aubl.) Drude 1881	Anajá	Nativa
24	Arecaceae	<i>Oenocarpus bacaba</i> Mart. 1823	Bacába	Nativa
25	Arecaceae	<i>Orbignya phalerata</i> Mart. 1884	Palmeira, pindobeira	Nativa
26	Arecaceae	<i>Syagrus cocoides</i> Mart. 1881	Iri	Nativa
27	Arecaceae	<i>Attalea maripa</i> (Aubl.) Mart.	Perinan	Nativa
28	Asteraceae	<i>Eremanthus</i> Less. 1829	Candeia	Nativa
29	Bignoniaceae	<i>Crescentia cujete</i> L. 1753	Cuieira	Nativa
30	Bignoniaceae	<i>Handroanthus</i> Mattos 1970	Cedro	Nativa
31	Bignoniaceae	<i>Tabebuia vellosi</i> Tol. 1952	Páo d'arco (existem quatro castas)	Nativa
32	Bixaceae	<i>Bixa orellana</i> L. 1753	Urucú	Nativa
33	Bromeliaceae	<i>Ananas</i> Mill. 1754	Ananozeiro; ananá	Nativa
34	Bromeliaceae	<i>Neoglaziovia variegata</i> (Arruda) Mez 1923	Croatá	Nativa
35	Burseraceae	<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand 1873	Almécega, páo de breu	Nativa
36	Caricaceae	<i>Carica papaya</i> L. 1753	Mamoeiro (existem três castas)	Nativa



## Apêndice 1.

(Continua)

Nº	Família botânica	Nome científico	RD/castas	Origem
37	Cariocaraceae	<i>Caryocar brasiliense</i> Cambess. 1825	Pequizeiro (existem duas castas)	Nativa
38	Cariocaraceae	<i>Caryocar villosum</i> (Aubl.) Pers. 1806	Pequirana	Nativa
39	Clusiaceae	<i>Platonia insignis</i> Mart. 1829	Bacurizeiro (branco, vermelho, amarelo)	Nativa
40	Combretaceae	<i>Terminalia brasiliensis</i> Spreng. 1825	Catinga de porco	Nativa
41	Combretaceae	<i>Laguncularia racemosa</i> (L.) C.F. Gaertn 1807	Mangue branco	Nativa
42	Convolvulaceae	<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam. 1793	Batata	Nativa
43	Chrysobalanaceae	<i>Chrysobalanus icaco</i> L. 1753	Cajurú	Nativa
44	Clusiaceae	<i>Symphonia globulifera</i> L. f. 1782	Guandí	Nativa
45	Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i> (Thunb.) Matsum. & Nakai 1916	Melancia	Exótica
46	Cucurbitaceae	<i>Cucumis melo</i> L. 1753	Melão	Exótica
47	Cucurbitaceae	<i>Luffa operculata</i> (L.) Cogn. 1878	Buxa de paulista	Nativa
48	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i> L. 1753	São-caetano	Exótica
49	Cucurbitaceae	<i>Sicana odorifera</i> (Vell.) Naudin 1862	Croá; melão de cabôclo	Nativa
50	Dioscoreaceae	<i>Dioscorea alata</i> L. 1753	Cará (duas variedades não especificadas)	Nativa
51	Dilleniaceae	<i>Curatella americana</i> L. 1753	Sambahiba	Nativa
52	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i> L. 1753	Capéva, erva de Santa Luzia	Nativa
53	Euphorbiaceae	<i>Croton cajucara</i> Benth. 1854	Sacáca	Nativa
54	Euphorbiaceae	<i>Croton urucurana</i> Baill. 1864	Urucurâna	Nativa
55	Euphorbiaceae	<i>Jatropha gossypifolia</i> L. 1753	Pião; pinhão	Exótica
56	Euphorbiaceae	<i>Manihot esculenta</i> Crantz 1766	Mandioca, maniva; aipim; macaxeira	Nativa
57	Euphorbiaceae	<i>Ricinus communis</i> L. 1753	Carrapateiro, mamona	Exótica
58	Euphorbiaceae	<i>Cnidioscolus adenochlamys</i> Fern. Casas 2004	Urtiga de rato	Nativa
59	Fabaceae	<i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan 1955	Angico, paricá	Nativa
60	Fabaceae	<i>Andira fraxinifolia</i> Benth. 1837	Angelim	Nativa
61	Fabaceae	Não identificada	Angelim de côco	Nativa
62	Fabaceae	<i>Arachys hypogea</i> L. 1753	Mandubi	Nativa
63	Fabaceae	Não identificada	Cotiúba	Nativa
64	Fabaceae	<i>Glycyrrhiza glabra</i> L. 1753	Alcaçús	Exótica
65	Fabaceae	<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunt. 1823	Sucupira	Nativa
66	Fabaceae	<i>Caesalpinia ferrea</i> Mart. ex Tul. 1844	Geruparibóra, páo-ferro	Nativa
67	Fabaceae	<i>Cajanus cajan</i> (L.) Huth. 1893	Guandú	Exótica
68	Fabaceae	<i>Copaiva officinalis</i> Jacq. 1760	Copaúba, copahiba	Nativa
69	Fabaceae	<i>Dalbergia nigra</i> (Vell.) Allemão ex Benth. 1860	Páo-santo	Nativa
70	Fabaceae	<i>Dipteryx odorata</i> (Aubl.) Forssyth f. 1794	Cumarú	Nativa
71	Fabaceae	<i>Hymenaea courbaril</i> L. 1753	Jatobá, jutahi (grande e mirim)	Nativa
72	Fabaceae	<i>Indigofera</i> L. 1753	Anil	Exótica



Apêndice 1.

(Continua)

Nº	Família botânica	Nome científico	RD/castas	Origem
73	Fabaceae	<i>Inga</i> Mill 1754	Ingá	Nativa
74	Fabaceae	<i>Machaerium aculeatum</i> Raddi. 1820	Campéxe	Nativa
75	Fabaceae	<i>Phaseolus vulgaris</i> L. 1753	Feijão	Exótica
76	Fabaceae	<i>Mimosa pudica</i> L. 1753	Malícia das mulheres, mimoza; sensitiva	Nativa
77	Fabaceae	<i>Caesalpinia bracteosa</i> Tul. 1884	Páo de rato	Nativa
78	Fabaceae	<i>Tamarindus indica</i> L. 1753	Tamarindo	Exótica
79	Fabaceae Euphorbiaceae Asteraceae	<i>Tephrosia</i> Pers. 1807 <i>Euphorbia cotinifolia</i> L. 1753 <i>Clibadium</i> F. Allam. ex L. 1771	Timbó	Nativa
80	Fabaceae	<i>Peltogyne</i> Vogel 1837	Páo-rôxo	Nativa
81	Fabaceae	<i>Enterolobium timbouva</i> Mart. 1837	Timbaúba	Nativa
82	Fabaceae	<i>Centrolobium tomentosum</i> Guill. ex Benth. 1840	Araribá	Nativa
83	Geraniaceae	<i>Geranium</i> L. 1753	Almiscar	Exótica
84	Hypericaceae	<i>Vismia brasiliensis</i> Choisy 1821	Páo de envira	Nativa
85	Hypericaceae	<i>Vismia</i> Vand. 1788	Páo de lacre	Nativa
86	Lauraceae	<i>Persea americana</i> Mill. 1768	Abacateiro	Exótica
87	Lauraceae	<i>Laurus nobilis</i> L. 1753	Louro	Nativa
88	Lecythidaceae	<i>Lecythis pisonis</i> Cambess. 1829	Sapucaia	Nativa
89	Lecythidaceae	<i>Lecythis</i> Loefl. 1758	Amejuba (branca e amarela)	Nativa
90	Lecythidaceae	<i>Cariniana legalis</i> (Mart.) Kuntze 1898	Páo de estopa; táuari	Nativa
91	Lecythidaceae	<i>Lecythis</i> Loefl. 1758	Inhaúba (existem duas castas)	Nativa
92	Lecythidaceae	<i>Cariniana micrantha</i> Ducke 1930	Tauarí1	Nativa
93	Lythraceae	<i>Punica granatum</i> L. 1753	Romeira	Exótica
94	Loranthaceae	<i>Struthanthus</i> Mart. 1830. <i>Phthirusa pyrifolia</i> (Kunth) Eichler 1868 <i>Psittacanthus</i> Mart. 1830	Erva de passarinho, temtém	Nativa
95	Malpighiaceae	<i>Byrsonima</i> Rich. ex Kunth. 1821	Muruci	Nativa
96	Malvaceae	<i>Hibiscus sabdariffa</i> L. 1753	Vinagreira	Exótica
97	Malvaceae	<i>Luehea divaricata</i> Mart. 1826	Açouta-cavalo	Nativa
98	Malvaceae	<i>Ceiba pentandra</i> L. (Gaertn.) 1791	Barriguda, sumaúma	Nativa
99	Malvaceae	<i>Gossypium arboreum</i> L. 1753	Algodoeiro	Nativa
100	Malvaceae	<i>Sterculia chicha</i> A. St.-Hil. ex Turpin 1817	Axixá	Nativa
101	Malvaceae	<i>Theobroma cacao</i> L. 1753	Cacauzeiro	Nativa
102	Malvaceae	<i>Malva sylvestris</i> L. 1753	Malva (preta, branca, brava)	Nativa
103	Malvaceae	<i>Abelmoschus esculentus</i> (L.) Moench. 1794	Quiabeiro, kingobô (existe uma casta)	Exótica
104	Melastomataceae	<i>Mouriri</i> Aubl. 1775	Criurí	Nativa
105	Meliaceae	<i>Carapa guianensis</i> Aubl. 1775	Andirobeira	Nativa





## Apêndice 1.

(Continua)

Nº	Família botânica	Nome científico	RD/castas	Origem
106	Menispermaceae	<i>Tiliacora chrysobotrya</i> , Welw. ex Ficalho 1884	Bútua	Nativa
107	Moraceae	<i>Ficus</i> L. 1753	Gameleira	Nativa
108	Moraceae	<i>Ficus carica</i> L. 1753	Figueira	Exótica
109	Moraceae	<i>Artocarpus heterophyllus</i> Lam. 1789	Jaqueira	Exótica
110	Moraceae	<i>Bagassa guianensis</i> Aubl. 1775	Tatajuba (existem 4 castas)	Nativa
111	Moraceae	<i>Dorstenia brasiliensis</i> Lam. 1786	Contraerva	Nativa
112	Moraceae	<i>Artocarpus altilis</i> (Parkinson) Fosberg 1941	Arvore do pão	Exótica
113	Musaceae	<i>Musa</i> × <i>paradisica</i> L. 1753	Bananeira, pacoveira (curta, comprida, rabixa, tangerina).	Exótica
114	Myrtaceae	<i>Campomanesia xanthocarpa</i> Mart. ex O. Berg. 1857	Guabirabeira	Nativa
115	Myrtaceae	<i>Eugenia uniflora</i> L. 1753	Pitanga	Nativa
116	Myrtaceae	<i>Myrciaria cauliflora</i> (Mart.) O.Berg. 1856	Jaboticabeira	Nativa
117	Myrtaceae	<i>Psidium guajava</i> L. 1753	Goiabeira	Nativa
118	Myrtaceae	<i>Psidium kennedyanum</i> Morong. 1893	Araçá	Nativa
119	Myrtaceae	<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston 1931	Jambeiro	Exótica
120	Myrtaceae	<i>Myrcianthes pungens</i> (O. Berg) D. Legrand 1968	Guabijú	Nativa
121	Opiliaceae	<i>Agonandra brasiliensis</i> Miers ex Benth. & Hook. f. 1862	Gepió	Nativa
122	Orchidaceae	<i>Vanilla</i> Mill. 1754	Baunilha	Nativa
123	Passifloraceae	<i>Passiflora</i> L. 1753	Maracujá (mirim e assú)	Nativa
124	Poaceae	<i>Bambusa vulgaris</i> Schrad. ex J.C. Wendl. 1808	Taboca ou cana	Nativa
125	Poaceae	<i>Bambusa guadua</i> Bonpl. 1808	Tocoára	Nativa
126	Poaceae	<i>Oryza sativa</i> L. 1753	Arroz	Exótica
127	Poaceae	<i>Saccharum officinarum</i> L. 1753	Cana d' assucar	Exótica
128	Poaceae	<i>Zea mays</i> L. 1753	Milho, milhoão	Exótica
129	Polygonaceae	<i>Polygonum punctatum</i> Elliot 1821	Erva de bixo	Nativa
130	Polygonaceae	<i>Polygonum bistorta</i> L. 1753	Raiz de cobra	Exótica
131	Polygonaceae	<i>Triplaris</i> Loefl. 1758	Taquipé	Nativa
132	Pontederiaceae	<i>Eichhornia crassipes</i> (Mart.) Solms. 1883	Mururi	Nativa
133	Rhizophoraceae	<i>Rhizophora mangle</i> L. 1753	Mangue vermelho	Nativa
134	Rubiaceae	<i>Palicourea marcgravii</i> A. St.-Hil. 1824	Erva de rato	Nativa
135	Rubiaceae	<i>Cinchona</i> L. 1753	Quina	Nativa
136	Rubiaceae	<i>Coffea arabica</i> L. 1753	Cafezeiro	Exótica
137	Rubiaceae	<i>Genipa americana</i> L. 1753	Genipapeiro	Nativa
138	Rubiaceae	<i>Psychotria ipecacuanha</i> (Brot.) Standl. 1916	Ipecacuanha, pacaçõha (escura, parda, branca).	Nativa
139	Rubiaceae	<i>Calycophyllum spruceanum</i> (Benth.) Hook. f. ex K. Schum. 1889	Páó-mamaluco	Nativa
140	Rutaceae	<i>Citrus</i> × <i>aurantium</i> L. 1753	Limoeiro	Exótica



Apêndice 1.

(Conclusão)

Nº	Família botânica	Nome científico	RD/castas	Origem
141	Rutaceae	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck. 1765	Laranjeira	Exótica
142	Sapindaceae	<i>Talisia esculenta</i> (A. St.-Hill.) Radlk. 1878	Pitombeira	Nativa
143	Sapindaceae	<i>Sapindus saponaria</i> L. 1753	Saboneteiro	Nativa
144	Sapindaceae	<i>Paullinia cururu</i> L. 1753	Cururu	Nativa
145	Sapotaceae	<i>Manilkara huberi</i> (Ducke) A. Cheval. 1932	Maceranduba (mirim, assú)	Nativa
146	Sapotaceae	<i>Pouteria adolfi-friedericii</i> (Engl.) A. Meeuse 1960	Teturubazeiro	Nativa
147	Simaroubaceae	<i>Simarouba amara</i> Aubl. 1775	Paparaúba (existem duas castas)	Nativa
148	Solanaceae	<i>Capsicum frutescens</i> L. 1753	Pimentas (malagueta e várias outras castas)	Nativa
149	Solanaceae	<i>Nicotiana tabacum</i> L. 1753	Fumo, tabaco	Exótica
150	Talinaceae	<i>Talinum triangulare</i> (Jacq.) Willd. 1799	João-gomes	Nativa
151	Tiliaceae	<i>Apeiba tibourbou</i> Aubl. 1775	Pente de macaco	Nativa
152	Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L. 1753	Erva de xumbo	Nativa
153	Vitaceae	<i>Vitis vinifera</i> L. 1753	Parreira, videira	Exótica
154	Zingiberaceae	<i>Zingiber officinale</i> Roscoe 1807	Gengibre (branco e amarelo)	Exótica
155	Indeterminada	Não identificada	Bracutiára	Nativa
156	Indeterminada	Não identificada	Cararóuba	Nativa
157	Indeterminada	Não identificada	Cipó	Nativa
158	Indeterminada	Não identificada	Condurú	Nativa
159	Indeterminada	Não identificada	Geribéba	Nativa
160	Indeterminada	Não identificada	Gororóba	Nativa
161	Indeterminada	Não identificada	Gramo da terra	Nativa
162	Indeterminada	Não identificada	Guarapirarga	Nativa
163	Indeterminada	Não identificada	Imburagiá	Nativa
164	Indeterminada	Não identificada	Imburaité	Nativa
165	Indeterminada	Não identificada	Jacaré-catinga	Nativa
166	Indeterminada	Não identificada	Jaracatutiba	Nativa
167	Indeterminada	Não identificada	Juredá	Nativa
168	Indeterminada	Não identificada	Merim	Nativa
169	Indeterminada	Não identificada	Moconambi	Nativa
170	Indeterminada	Não identificada	Parúra	Nativa
171	Indeterminada	Não identificada	Pequipocúba	Nativa
172	Indeterminada	Não identificada	Sapupira	Nativa
173	Indeterminada	Não identificada	Sicantan	Nativa
174	Indeterminada	Não identificada	Violete	Nativa
Total			174 referências diretas	141 nativas 33 exóticas



**Apêndice 2.** Referências diretas/etnômios citados na obra de Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres acerca das plantas maranhenses no século XIX, com seus respectivos usos: 1 = alimentação humana; 2 = madeira; 3 = medicinal; 4 = utensílios; 5 = fibra; 6 = tóxica; 7 = corante; 8 = construção; 9 = óleo/azeite; 10 = bebida; 11 = saponáceas; 12 = fumo; 13 = lenha; 14 = incenso; 15 = ligante; 16 = cera; e 17 = aromática. Legendas: RD = referências diretas (grafias de acordo com análise histórica); Qtde = quantidade.

Nº	Uso	RD/Etnômio	Qtde	%
1	Alimentação humana	Cajueiro; mangueira; cajazeiras; araticum; ateira; condeceira; mangabeira; inhame; carnaúba; juçara; anajá; bacába; pindobeira; ananozeiro; mamoeiro; pequizeiro; bacurizeiro; batata; melancia; melão; melão de caboclo; cará; mandioca, macaxeira; mandubi; guandú; jatobá; ingá; feijão; tamarindo; abacateiro; vinagreira; cacauzeiro; kiabeiro; criurí; jaqueira; bananeira; guabirabeira; pitanga; jaboticabeira; goiabeira; araçá; jambeiro; baunilha; maracujá; arroz; cana d'assucar; milho; genipapeiro; limoeiro; laranjeira; pitombeira; pimentas; joão-gomes; videira; jacaré-catinga; jaracatutiba; sapucaia	58	31
2	Madeira	Cajueiro; aroeira; tamanca; mapá; candeia; cedro; angico; páo d'arco; pequirana; bacurizeiro; guandi; cotiúba; sucupira; geruparibóra; páo-santo; timbaúba; louro; amejoba; axixá; tatajuba; guabijú; gepió; páo-mamaluco; maceranduba; bractiáira; cararóuba; condurú; gororóba; guarapirarga; imburagiá; juredá; merim; parúra; pequipocúba; sapupira; sicantan; cumaru; cururú; imburagiá; inhaúba; jatobá	41	22
3	Medicinal	Mastrús; mapá; urucú; almécega; mamoeiro; são-caetano; erva de Santa Luzia; carrapateiro; angico; alcaçús; copahiba; tamarindo; almiscar; sapucaia; erva de passarinho; andirobeira; bútua; gameleira; maracujá; erva de bixo; contraerva; raiz de cobra; cipó de cobra; quina; ipecacuanha; erva de xumbo; gengibre; ananozeiro.	28	15
4	Utensílios	Páo de remo; carnaúba; pindobeira; cuieira; buxa de paulista; sambahiba; sapucaia; sumaúma; taboca; tocoára; cipó; coqueiro; sapucaia.	13	7
5	Fibra	Croatá; coqueiro; páo de envira; sapucaia; kiabeiro; pente de macaco; ananozeiro; bananeira; tucum; tuari; algodoeiro	11	6
6	Tóxica	Mangabeira; sacáca; mandioca, macaxeira; urtiga de rato; páo de rato; timbó; erva de rato; moconambi.	9	5
7	Corante	Urucú; catinga de porco; anil; campéxe; gengibre; abacateiro	6	3
8	Construção	Carnaúba; murutim; pindobeira; mangue branco; mangue vermelho; paparaúba.	6	3
9	Óleo/Azeite	Urucurâna; carrapateiro; copahiba; andirobeira; anajá.	5	3
10	Bebida	Erva de bixo; cafezeiro; gramo da terra; coqueiro;	4	2
11	Saponáceas	São-caetano; saboneteiro;	2	1
12	Fumo	Fumo ou tabaco	1	0,5
13	Lenha	Candeia	1	0,5
14	Incenso	Merim	1	0,5
15	Ligante	Taquipé	1	0,5
16	Cera	Urucurâna	1	0,5
17	Aromática	Cumarú	1	0,5
Total			189	≅100





# Isolation of epiphytic yeasts from *Eugenia dysenterica* DC. fruits and evaluation of their antimicrobial activity against phytopathogenic fungi

## Isolamento de leveduras epifíticas de frutos de *Eugenia dysenterica* DC. e avaliação de atividade antimicrobiana contra fungos fitopatogênicos

Camilla Martins Malta<sup>1</sup>  | Eskálath Morganna Silva Ferreira<sup>1</sup>  |

Thamar Holanda da Silva<sup>1</sup>  | Divina Anne Batista Oliveira<sup>1</sup>  | Filipe Miguel Pereira da Silva<sup>1</sup>  |

Juliana Fonseca Moreira da Silva<sup>1</sup>  | Raphael Sanzio Pimenta<sup>1</sup> 

<sup>1</sup>Universidade Federal do Tocantins. Palmas, Tocantins, Brasil

**Abstract:** Plants commonly interact with microorganisms that may influence their physiology and performance. Epiphytic yeasts are microorganisms that can be found in the phyllosphere, in significantly larger numbers in fruits than in other plant tissues due to their higher nutritional content. The present study aimed to contribute to knowledge of epiphytic yeasts associated with *Eugenia dysenterica* DC. fruits and to evaluate their antimicrobial activity against phytopathogens. *E. dysenterica* fruits were collected, washed in saline solution, and sonicated. Each fruit solution was plated in three Petri dishes with NYDA medium. Yeast identification was performed through morphological and physiological criteria, and richness evaluation was performed using the Jackknife 1 estimator. All isolated yeasts were tested for diffusible substances against three phytopathogenic fungi. Only four of 42 isolates were inhibited sporulation of *Aspergillus parasiticus*, but none was able to inhibit or diminish mycelium growth of any tested phytopathogen. The present study contributes to the characterization of the *E. dysenterica* microbiome, presenting the first report of *in vitro* *A. parasiticus* sporulation inhibition by epiphytic yeasts and suggesting their promising use in biological control of this phytopathogen.

**Keywords:** Antagonist yeasts. Biological control. *Aspergillus parasiticus*. Sporulation inhibition.

**Resumo:** As plantas interagem com microrganismos que podem influenciar na fisiologia e no desempenho das espécies. Leveduras epifíticas são microrganismos encontrados no filosfera, com maiores populações em frutos do que em outros tecidos vegetais, por haver maior disponibilidade de conteúdo nutricional. Os objetivos deste estudo foram contribuir para o conhecimento sobre leveduras epifíticas associadas com frutos de *Eugenia dysenterica* DC. e avaliar sua atividade antimicrobiana contra fitopatógenos. Os frutos foram coletados, lavados em solução salina e sonicados. Uma alíquota de cada solução obtida foi semeada em triplicata em placas de Petri contendo meio NYDA. Fez-se a identificação das leveduras por critérios morfofisiológicos e a avaliação da riqueza de espécies por estimador de riqueza Jackknife 1. Todas as leveduras isoladas foram testadas quanto à produção de substâncias difusíveis contra três fungos fitopatogênicos. Somente quatro dos 42 isolados foram capazes de inibir a esporulação de *Aspergillus parasiticus*, mas nenhum inibiu ou reduziu o crescimento micelial de fitopatógenos avaliados. Este estudo contribuiu para a caracterização do microbioma associado a *E. dysenterica* e consistiu na primeira observação da inibição *in vitro* da esporulação de *A. parasiticus* por leveduras epifíticas, o que sugere ser um método promissor para aplicação como controle biológico deste fitopatógeno.

**Palavras-chave:** Leveduras antagonistas. Controle biológico. *Aspergillus parasiticus*. Inibição da esporulação.

---

MALTA, C. M., E. M. S. FERREIRA, T. H. SILVA, D. A. B. OLIVEIRA, F. M. P. SILVA, J. F. M. SILVA & R. S. PIMENTA, 2019. Isolation of epiphytic yeasts from *Eugenia dysenterica* DC. fruits and evaluation of their antimicrobial activity against phytopathogenic fungi. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 223-231.

Autor para correspondência: Raphael Sanzio Pimenta. Universidade Federal do Tocantins. Laboratório de Microbiologia Geral e Aplicada. ALC NO14 – Campus Universitário. Av. NS 15, Bloco II, Sala 5. Palmas, TO, Brasil. CEP 77001-090 (pimentars@uft.edu.br).

Recebido em 01/11/2018

Aprovado em 22/01/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUCTION

Plant-associated microorganisms have been shown to affect significantly their hosts' physiology and environmental adaptation, suggesting that evolution and ecology of plants and animals with their associated microorganisms can be understood as a holobiont organism context (Agler *et al.*, 2016). Specialized nutritional communities found on the surface of living plants, particularly on leaves, are known as epiphytes (Hongsanan *et al.*, 2016).

Fungal epiphytes are a polyphyletic group that colonize all known plant species and have a worldwide distribution (Schoch *et al.*, 2009; Wu *et al.*, 2011; Hyde *et al.*, 2013; Hongsanan *et al.*, 2014, 2015a, 2015b, 2015c; Li *et al.*, 2016). Many fungal epiphytes are obligate parasites, others are opportunists or symbionts (Wu *et al.*, 2011; Hongsanan *et al.*, 2015a), and some are saprobes (Chomnunti *et al.*, 2014; Hongsanan *et al.*, 2015c). On the other hand, plants are commonly engaged in neutral or mutualistic interactions with epiphytes that may have a positive contribution for their hosts (Partida-Martínez & Heil, 2011), such as influencing plants growth (Ludwig-Müller, 2015; Panke-Buisse *et al.*, 2015; Agler *et al.*, 2016), water economy of host plants (Stanton *et al.*, 2014), producing bioactive substances used by hosts as protective antifungal agents (Newman & Cragg, 2015), and conferring host plant resistance to insects and herbivores (Hansen & Moran, 2014).

However, there is a hypothesis that the interaction fungi-host plant must be balanced between the virulence of the fungi and the plant defences. If such a balance shifts, through plant defence deficiency or fungi virulence increase, a symptomatic manifestation may arise (Partida-Martínez & Heil, 2011).

The search for new microorganisms with potential use in biological control has become a priority worldwide (Berg *et al.*, 2014; Mahamuni *et al.*, 2017; van Lenteren *et al.*, 2018). Recent studies from tropical forests, savannas, and other biomes suggest that fungal diversity is greater in the tropics than in other regions (Nisa *et al.*, 2015).

The tropical environment can provide to these organisms' good conditions for growth and reproduction. Furthermore, a rich diversity of tropical plants can provide many nutrients, especially in their fruits to furnish excellent habitats for many microorganism communities and populations, including yeasts (Barriga *et al.*, 2014; Grondin *et al.*, 2015).

One of the most important steps in biological control research is the identification of species to be used as biocontrol agents and the role of antagonistic microorganisms in pathogen control (Köhl *et al.*, 2011). Microorganisms (bacteria, yeasts, and filamentous fungi) naturally present on fruits and plant surfaces, may inhibit the growth of other microorganisms, including plant pathogenic fungi (Sharma & Awasthi, 2010). Harvested fruits, leaves, nuts, grains, and other vegetable foods contaminated with pathogens have reduced shelf-life, quality and can be dangerous for human consumption. Products that are harvested and consumed fresh can be more readily decayed by fungal or bacterial pathogens. However, certain beneficial microorganisms can be used as biological control agents against postharvest diseases (Lugtenberg *et al.*, 2017). A good understanding of the relationships between pathogens, antagonistic microorganisms, fruits, plants and the environment is essential for the successful implementation of biological control in the postharvest phase (Talibi *et al.*, 2014).

Screening of new microorganisms for use as biological control agents against postharvest diseases is a difficult process (Köhl *et al.*, 2011). The selection of antagonistic yeasts from among the yeasts already present as resident in fruits can reduce the chance of failure, mainly due their natural adaptation to this environment, especially when compared with antagonists casually deposited on the plant surface or in the soil. Nevertheless, the selection of antagonist microorganisms should take into consideration that it must be genetically stable, have no complex nutrient requirements, be efficient at low population levels, be able to survive for long time periods under different



environmental conditions, be effective in the control of different pathogen species in different plant species, be able to grow in simple culture media, be easy to inoculate in the substrate, not produce dangerous substances to the host plant or to the human consumer, be resistant to industrial processing procedures, not grow at 37 °C, and not be associated with disease in humans, other animals or the host plant (Sharma & Awasthi, 2010).

Since the middle of the 20th century, several lineages of antagonist yeasts have been evaluated and used as efficient biocontrol agents of postharvest diseases of fruits and plants (Meng *et al.*, 2010; Manso & Nunes, 2011). Normally, the more frequent mechanisms related to the yeasts' capacity to control phytopathogens are competition for space and nutrients, mycoparasitism, induction of plant resistance, predation, and oxidative response (Pimenta *et al.*, 2010; Zhang *et al.*, 2017).

Several yeasts, such as *Candida oleophila* Montrocher 1967, *Candida sake* (Saito & M. Ota) Uden & H.R. Buckley ex S.A. Mey. & Ahearn 1983, and *Cryptococcus albidus* (Saito) C.E. Skinner 1950 have been commercialized as biocontrol agents of postharvest diseases in the United States of America, Israel, South Africa, and Europe (Chen *et al.*, 2012).

The present study aims to contribute to knowledge of the epiphytic yeast community associated with the Cerrado native tree *Eugenia dysenterica* (Mart.) DC. and to evaluate the possibility that these microorganisms synthesize metabolites with antimicrobial activity.

## MATERIALS AND METHODS

Ripe and healthy fruits of *E. dysenterica* were collected randomly from 15 plants in October 2011, from the Fazenda Suécia ranch near to Porto Nacional, Tocantins, Brazil (10° 68' S; 48° 37' W). The material was herborized and identification was made using identification keys and comparison with exicates in the UFT herbarium (HTO-9571). The fruits were aseptically collected, placed in sterile plastic bags, and transported to the Laboratory

of Environmental Microbiology and Biotechnology of the Federal University of Tocantins where they were immediately processed.

The fruit samples were immersed in 0.85% saline solution and shaken at 75 rpm for 3 min. The solution was discarded, and new 0.85% saline solution was added. The samples were then sonicated at an ultrasonic bath for 1 min. 100µl of the solution were plated in Petri dishes with Nutrient Yeast Dextrose Agar medium (NYDA) (0.3% Meat extract, 0.5% Yeast extract, 0.5% Peptone, 1% Glycose, and 2% Agar) and incubated at 25-28 °C for 48 hours (Janisiewicz *et al.*, 2010). Three plates were used per each fruit.

The identification of yeasts was done through morphological and physiological criteria. All isolated yeasts were identified with taxonomic keys (Kurtzman *et al.*, 2011). Reproductive characteristics, sexual spores formation, physiological and biochemical profiles through the fermentative and assimilative capacity of different carbon sources were analysed.

The isolated yeasts were stored in cryogenic vials with GYMP medium (0.1% Yeast extract, 0.5% Peptone, 1% Glycose, and 0.02% Monobasic Sodium Phosphate) supplemented with 15% glycerol, at -80 °C in the microorganism collection of the Laboratory of General and Applied Microbiology of the Universidade Federal do Tocantins.

The evaluation of observed richness was performed using species data and the richness estimator Jackknife 1 available with EstimateS version 8.20 for Windows (Colwell, 2009). In order to prove the sufficiency of sampling, a species accumulation curve was produced per collected plant using Mao-Tau values with 200 randomizations, also with EstimateS software.

In order to perform antagonism essays, all isolated epiphytic yeasts were tested for diffusible substances against *Aspergillus parasiticus* Speare 1912 (IMI 2426989), provided by the International Mycological Institute, *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc. 1884 (CG – INCOPER 02), and *Monilinia fructicola* (G. Winter)

Honey 1928 (MFA 3635). The yeasts were transferred to a new plate with NYDA medium, inoculated linearly on one side of the plate, and incubated at 25-28 °C for 48 hours. A 6 mm diameter agar disk with each phytopathogen mycelium was inoculated by the side of the yeasts inoculum, and the plates were incubated at 25-28 °C for 72 hours. The yeasts' efficiency to control phytopathogen growth was classified as (A) = no inhibition, (B) = no growth inhibition but with sporulation inhibition, and (C) = growth inhibition. A negative control was prepared with a phytopathogen fragment inoculated alone in NYDA plates. The epiphytic yeasts were considered phytopathogen antagonists when they inhibited 50% or more of the phytopathogen mycelium growth.

## RESULTS

Forty-five inoculated plates were obtained from plating the 15 *E. dysenterica* aqueous fruit solutions. After selection, isolation, and purification, 42 epiphytic yeasts were obtained. These epiphytic yeasts were grouped in 11 species (Table 1) according to taxonomic keys (Kurtzman *et al.*, 2011) and were considered to have ascomycete affinity since none of them reacted to DBB (Diazonium Blue B).

Considering species richness increase per sampled plant, it is possible to observe continuous increase in yeast species number with increasing sample size, approaching a stability (straight line) and curve stabilization (Figure 1).

All 42 epiphytic yeasts obtained were used for direct antagonism essays against the phytopathogens *A. parasiticus*, *C. gloeosporioides* and *M. fructicola*. Only 4 yeasts [*Candida xylopsi* Kurtzman 2001 (isolates 17 and 18), *C. sake* (isolate 23), and *Saccharomycopsis crataegensis* Kurtzman & Wick. 1973 (isolate 33)] were able to inhibit sporulation of *A. parasiticus*. The remaining 38 epiphytic yeasts were unable to inhibit or to reduce mycelium growth of any other tested phytopathogen (Table 2).

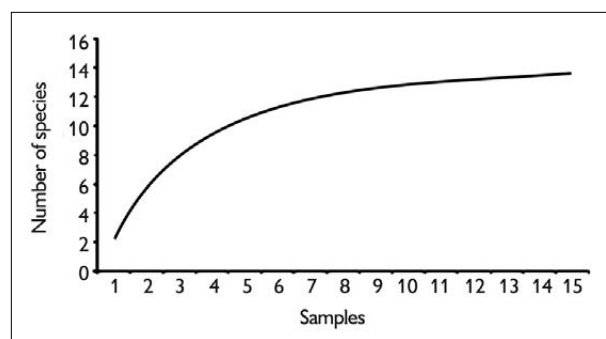


Figure 1. Yeast species richness curve per plant estimated with Jackknife 1 (software EstimateS) for *E. dysenterica*.

Table 1. Identified epiphytic yeasts isolated from *E. dysenterica* fruits.

N	Species	Number of isolates
1	<i>Candida boidinii</i> C. Ramirez 1953	2
2	<i>Candida oleophila</i> Montrocher 1967	1
3	<i>Candida sake</i> (Saito & M. Ota) Uden & H.R. Buckley ex S.A. Mey. & Ahearn 1983	9
4	<i>Candida xylopsi</i> Kurtzman 2001	11
5	<i>Candida vartiovaarae</i> (Capr.) Uden & H.R. Buckley 1983	2
6	<i>Candida wyomingensis</i> Kurtzman 2000	1
7	<i>Hanseniaspora uvarum</i> (Niehaus) Shehata, Mrak & Phaff ex M.T. Sm. 1984	3
8	<i>Ogataea dorogensis</i> (G. Péter, Tornai-Leh., Fülöp & Dlačny) Nagats., S. Saito & Sugiy. 2008	5
9	<i>Pichia membranifaciens</i> (E.C.Hansen) E.C. Hansen 1904	1
10	<i>Saccharomycopsis crataegensis</i> Kurtzman & Wick. 1973	1
11	<i>Wickerhamomyces silvicola</i> (Wick.) Kurtzman, Robnett & Basehoar-Powers 2008	4
Total		42

Table 2. Antagonism essays for diffusible substances with all the epiphytic yeasts isolated from *E. dysenterica* fruits against phytopathogens *Aspergillus parasiticus*, *Colletotrichum gloeosporioides* and *Monilinia fruticola*. Legends: A = no inhibition; B = no growth inhibition but with sporulation inhibition.

Isolated yeasts	<i>Aspergillus parasiticus</i>	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	<i>Monilinia fruticola</i>	Isolated yeasts	<i>Aspergillus parasiticus</i>	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	<i>Monilinia fruticola</i>
1	A	A	A	22	A	A	A
2	A	A	A	23	B	A	A
3	A	A	A	24	A	A	A
4	A	A	A	25	A	A	A
5	A	A	A	26	A	A	A
6	A	A	A	27	A	A	A
7	A	A	A	28	A	A	A
8	A	A	A	29	A	A	A
9	A	A	A	30	A	A	A
10	A	A	A	31	A	A	A
11	A	A	A	32	A	A	A
12	A	A	A	33	B	A	A
13	A	A	A	34	A	A	A
14	A	A	A	35	A	A	A
15	A	A	A	36	A	A	A
16	A	A	A	37	A	A	A
17	B	A	A	38	A	A	A
18	B	A	A	39	A	A	A
19	A	A	A	40	A	A	A
20	A	A	A	41	A	A	A
21	A	A	A	42	A	A	A

## DISCUSSION

In the present study, 42 epiphytic yeasts were isolated from 45 inoculated plates with *E. dysenterica* aqueous fruit solutions. From these isolated yeasts, it was possible to identify 11 yeast species (Table 1) with ascomycete affinity, according to taxonomic keys (Kurtzman *et al.*, 2011). In a study of yeast communities associated to fruits, mushrooms, tree exudates, and *Drosophila* fruit flies, in two places of the Atlantic Forest of Minas Gerais, Brazil, 608 strains were identified as belonging to the genus *Candida*, *Cryptococcus*, *Debaryomyces*, *Galactomyces*, *Geotrichum*, *Issatchenkia*, *Kloeckera*, *Kodamaea*, *Metschnikowia*, *Myxozyma*, *Pichia*,

*Pseudozyma*, *Saccharomyces*, *Saccharomycopsis*, *Torulaspota* and *Zygoascus* (Pimenta *et al.*, 2009). Even considering all the different characteristics related with the ecosystems and host plants, it is notable that in both studies the same 3 yeast species (*C. boidinii*, *P. membranifasciens* and *S. crataegensis*) were isolated from fruits. Surprisingly, the only other published report on yeast species isolated from the Cerrado native *E. dysenterica* fruits do not share a single yeast species with the present study. The 9 isolated yeast species were identified as belonging to the genera *Pseudozyma* and *Aureobasidium* (Sperandio *et al.*, 2015). This may be explained by the geographical and

environmental differences between the three collection locations (*Fazenda Suécia*, Tocantins; Olympic Center of the University of Brasília, Federal District and National Park of Brasília, Federal District), even if all of them are included in the Cerrado biome.

The species richness curve showed a proportional increase in species number and sample size, approaching as asymptote and curve stabilization (Figure 1). This suggests that the methodology used in this study was effective in isolating and identifying the yeast species present in *E. dysenterica*, which was confirmed with the richness estimator Jackknife 1 (Figure 1). Furthermore, the number of yeast species that may be found in fruits is significantly larger than the ones that may be found in other plant tissues, due to the higher nutritional value of the fruits. The species richness curve shows a stabilization tendency even with a small number of identified species because the methodology employed discarded all the transitory microbiota, leaving only the microbiota intimately associated with *E. dysenterica* fruits.

In this study, only 4 (two *C. xylopori*, one *C. sake*, and one *S. crataegensis*) of the 42 isolated epiphytic yeasts inhibited sporulation of *A. parasiticus* and none were effective against *C. gloeosporioides* and *M. fructicola* (Table 2). As far as known, this is the first report of sporulation inhibition in *A. parasiticus* by *C. xylopori*, *C. sake*, and *S. crataegensis*. However, a study using *Saccharomyces* sp. isolated from "ragi", a food ingredient traditionally used in Indonesia and usually composed of mixtures of moulds and yeasts, was able to significantly inhibit *A. parasiticus* growth, as shown by the decrease in mould growth, smaller vesicles, and lower number of phyllids (Dewanti-Hariyadi *et al.*, 2014). This result was reinforced by another report demonstrating the antagonistic effects of *Saccharomyces cerevisiae* Meyen ex E.C. Hansen 1883 on the growth of *A. parasiticus* (Persons *et al.*, 2013). Moreover, a similar result to the present study reported an *A. parasiticus* sporulation inhibition, but did not interfere in the mycelium growth,

using *Debaryomyces hansenii* (Zopf) Lodder & Kreger 1984 and *Pichia anomala* (E.C. Hansen) Kurtzman 1984 as fungi antagonists. The *D. hansenii* isolated yeasts were more effective, inhibiting in average 32% of sporulation while *P. anomala* inhibited in average 27% (Ramos *et al.*, 2010). Considering that phytopathogen sporulation reduction is a significant issue in control of fruit post-harvest diseases and shelf-life extended time, then *C. xylopori*, *C. sake*, and *S. crataegensis* isolates may, in the future, be used in biological control protocols against *A. parasiticus*.

## CONCLUSION

The present study contributes to the characterization and identification of epiphytic yeasts in *E. dysenterica* fruits. Additionally, this is the first report of *in vitro* *A. parasiticus* sporulation inhibition by *C. xylopori*, *C. sake*, and *S. crataegensis*. However, *A. parasiticus* mycelium growth was not affected, neither was *C. gloeosporioides* and *M. fructicola* sporulation or mycelium growth, by any of the 42 isolated epiphytic yeasts. Finally, *C. xylopori*, *C. sake*, and *S. crataegensis* belong to a group of epiphytic yeasts with promise for use in future biological control of fruit phytopathogens.

## ACKNOWLEDGEMENTS

The authors would like to thank C. M. Coelho and M. R. M. Oliveira for their personal collaboration. This study was supported by the *Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior* (CAPES) (AUXPE-PRO-AMAZONIA-3312/2013/process n. 23038.010315/2013-66). The authors also would like to acknowledge the Institutional Research Productivity Program (PROPESQ/UFT) of the Federal University of Tocantins.

## REFERENCES

AGLER, M. T., J. RUHE, S. KROLL, C. MORHENN, S. T. KIM, D. WEIGEL & E. M. KEMEN, 2016. Microbial hub taxa link host and abiotic factors to plant microbiome variation. *PLoS Biology* 14(1): e1002352. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.1002352>.

- BARRIGA, E. J. C., P. P. BARAHONA, C. TUFIÑO, B. BASTIDAS, C. GUAMÁN-BURNEO, L. FREITAS & C. ROSA, 2014. An overview of the yeast biodiversity in the Galápagos islands and other Ecuadorian regions. In: O. GRILLO (Ed.): **Biodiversity – The dynamic balance of the planet**: 193-232. InTech, Rijeka. DOI: <https://doi.org/10.5772/58303>.
- BERG, G., M. GRUBE, M. SCHLOTTER & K. SMALLA, 2014. Unravelling the plant microbiome: looking back and future perspectives. **Frontiers in Microbiology** 5: 148. DOI: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00148>.
- CHEN, X., J. LI, L. ZHANG, X. XU, A. WANG & Y. YANG, 2012. Control of postharvest radish decay using a *Cryptococcus albidus* yeast coating formulation. **Crop Protection** 41: 88-95. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2012.05.015>.
- CHOMNUNTI, P., S. HONGSANAN, B. AGUIRRE-HUDSON, Q. TIAN, D. PERSON, M. K. DHAMI, A. S. ALIAS, J. XU, X. LIU, M. STADLER & K. D. HYDE, 2014. The sooty moulds. **Fungal Diversity** 66(1): 1-36. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13225-014-0278-5>.
- COLWELL, R. K., 2009. **EstimateS**: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Ver. 8.2. University of Connecticut, Storrs, Connecticut. Available at: <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>. Accessed on: 23 mar 2014.
- DEWANTI-HARIYADI, R., D. S. RAHARJANTI, C. C. NURWITRI & E. KUSUMANINGTYAS, 2014. Inhibition of *Aspergillus parasiticus* growth and reduction of aflatoxin by yeast isolated from *Ragi*, an Indonesian traditional culture starter. In: L. NURAI, P. HARIYADI, R. DEWANTI-HARIYADI, H. D. KUSUMANINGRUM, D. G. PRATIWI & N. IMMANINGSIH (Ed.): **Investing in food quality safety & nutrition**: 211-224. Southeast Asian Food & Agricultural Science & Technology (SEAFST) Center, Bogor Agricultural University, Bogor, Indonesia.
- GRONDIN, E., A. S. C. SING, Y. CARO, M. RAHERIMANDIMBY, A. L. RANDRIANIERENANA, S. JAMES, C. NUENO-PALOP, J. M. FRANÇOIS & T. PETIT, 2015. A comparative study on the potential of epiphytic yeasts isolated from tropical fruits to produce flavouring compounds. **International Journal of Food Microbiology** 203: 101-108. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2015.02.032>.
- HANSEN, A. K. & N. A. MORAN, 2014. The impact of microbial symbionts on host plant utilization by herbivorous insects. **Molecular Ecology** 23(6): 1473-1496. DOI: <https://doi.org/10.1111/mec.12421>.
- HONGSANAN, S., Y. M. LI, J. K. LIU, T. HOFMANN, M. PIEPENBRING, J. D. BHAT, S. BOONMEE, M. DOILOM, C. SINGTRIPOP, Q. TIAN, A. MAPOOK, X. Y. ZENG, A. H. BAHKALI, J. C. XU, P. E. MORTIMER, X. H. WU, J. B. YANG & K. D. HYDE, 2014. Revision of genera in *Asterinales*. **Fungal Diversity** 68(1): 1-68. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13225-014-0307-4>.
- HONGSANAN, S., Q. TIAN, D. PERSON, X. Y. ZENG, K. D. HYDE, P. CHOMNUNTI, S. BOONMEE, A. L. BAHKALI & T. C. WEN, 2015a. *Meliolales*. **Fungal Diversity** 74(1): 1-51. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13225-015-0344-7>.
- HONGSANAN, S., Q. TIAN, A. H. BAHKALI, J. B. YANG, E. H. C. MCKENZIE, P. CHOMNUNTI & K. D. HYDE, 2015b. *Zeloasperisporiales* ord. nov., and two new species of *Zeloasperisporium*. **Cryptogamie, Mycologie** 36(3): 301-317. DOI: <https://doi.org/10.7872/crym/v36.iss3.2015.301>.
- HONGSANAN, S., K. D. HYDE, A. H. BAHKALI, E. CAMPORESI, P. CHOMNUNTI, H. EKANAYAKA, A. A. M. GOMES, V. HOFSTETTER, E. B. G. JONES, D. B. PINHO, O. L. PEREIRA, Q. TIAN, D. N. WANASINGHE, J. C. XU & B. BUYCK, 2015c. Fungal biodiversity profiles 11-20. **Cryptogamie, Mycologie** 36(3): 355-380. DOI: <https://doi.org/10.7872/crym/v36.iss3.2015.355>.
- HONGSANAN, S., S. SÁNCHEZ-RAMIREZ, P. W. CROUS, H. A. ARIYAWANSA, R. L. ZHAO & K. D. HYDE, 2016. The evolution of fungal epiphytes. **Mycosphere** 7(11): 1690-1712. DOI: <https://doi.org/10.5943/mycosphere/7/11/6>.
- HYDE, K. D., E. B. G. JONES, J. K. LIU, H. ARIYAWANSA, E. BOEHM, S. BOONMEE, U. BRAUN, P. CHOMNUNTI, P. W. CROUS, D. Q. DAI, P. DIEDERICH, A. DISSANAYAKE, M. DOILOM, F. DOVERI, S. HONGSANAN, R. JAYAWARDENA, J. D. LAWREY, Y. M. LI, Y. X. LIU, R. LÜCKING, J. MONKAI, L. MUGGIA, M. P. NELSEN, K. L. PANG, R. PHOOKAMSAK, I. C. SENANAYAKE, C. A. SHEARER, S. SUETRONG, K. TANAKA, K. M. THAMBUGALA, N. L. WIJAYAWARDENE, S. WIKEE, H. X. WU, Y. ZHANG, B. AGUIRRE-HUDSON, S. A. ALIAS, A. APTROOT, A. H. BAHKALI, J. L. BEZERRA, D. J. BHAT, E. CAMPORESI, E. CHUKEATIROTE, C. GUEIDAN, D. L. HAWKSWORTH, K. HIRAYAMA, S. DE HOOG, J. C. KANG, K. KNUDSEN, W. J. LI, X. H. LI, Z. Y. LIU, A. MAPOOK, E. H. C. MCKENZIE, A. N. MILLER, P. E. MORTIMER, A. J. L. PHILLIPS, H. A. RAJA, C. SCHEUER, F. SCHUMM, J. E. TAYLOR, Q. TIAN, S. TIBPROMMA, D. N. WANASINGHE, Y. WANG, J. C. XU, S. YACHAROEN, J. Y. YAN & M. ZHANG, 2013. Families of Dothideomycetes. **Fungal Diversity** 63(1): 1-313. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13225-013-0263-4>.
- JANISIEWICZ, W. J., C. P. KURTZMAN & J. S. BUYER, 2010. Yeasts associated with nectarines and their potential for biological control of brown rot. **Yeast** 27(7): 389-398. DOI: <https://doi.org/10.1002/yea.1763>.
- KÖHL, J., J. POSTMA, P. NICOT, M. RUOCCO & B. BLUM, 2011. Stepwise screening of microorganisms for commercial use in biological control of plant-pathogenic fungi and bacteria. **Biological Control** 57(1): 1-12. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2010.12.004>.
- KURTZMAN, C. P., J. W. FELL & T. BOEKHOUT, 2011. **The yeasts: a taxonomic study**: 5. ed.: 1-2354. Elsevier Science, Amsterdam.



- LI, G. J., K. D. HYDE, R. L. ZHAO, S. HONGSANAN, F. A. ABDEL-AZIZ, M. A. ABDEL-WAHAB, P. ALVARADO, G. ALVES-SILVA, J. F. AMMIRATI, H. A. ARIYAWANSA, A. BAGHELA, A. H. BAHKALI, M. BEUG, D. J. BHAT, D. BOJANTCHEV, T. BOONPRATUANG, T. S. BULGAKOV, E. CAMPORESI, M. C. BORO, O. CESKA, D. CHAKRABORTY, J. J. CHEN, K. W. T. CHETHANA, P. CHOMNUNTI, G. CONSIGLIO, B. K. CUI, D. Q. DAI, Y. C. DAI, D. A. DARANAGAMA, K. DAS, M. C. DAYARATHNE, E. DE CROP, R. J. V. DE OLIVEIRA, C. A. F. DE SOUZA, J. I. DE SOUZA, B. T. M. DENTINGER, A. J. DISSANAYAKE, M. DOILOM, E. R. DRECHSLER-SANTOS, M. GHOBAD-NEJHAD, S. P. GILMORE & A. GÓES-NETO, 2016. Fungal diversity notes 253-366: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. **Fungal Diversity** 78(1): 1-237. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13225-016-0366-9>.
- LUDWIG-MÜLLER, J., 2015. Bacteria and fungi controlling plant growth by manipulating auxin: balance between development and defense. **Journal of Plant Physiology** 172: 4-12. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2014.01.002>.
- LUGTENBERG, B., D. E. ROZEN & F. KAMILOVA, 2017. Wars between microbes on roots and fruits. **F1000 Research** 6: 343. DOI: <https://doi.org/10.12688/f1000research.10696.1>.
- MAHAMUNI, S. V., N. S. SHINDE, P. V. WANI & A. S. PATIL, 2017. Antifungal appraisal of *Burkholderia gladioli* strain VIMP03 (JQ867372) against *Ceratocystis paradoxa*. **Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research** 10(3): 221-226. DOI: <https://doi.org/10.22159/ajpcr.2017.v10i3.16080>.
- MANSO, T. & C. NUNES, 2011. *Metschnikowia andauensis* as a new biocontrol agent of fruit postharvest diseases. **Postharvest Biology and Technology** 61(1): 64-71. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2011.02.004>.
- MENG, X. H., G. Z. QIN & S. P. TIAN, 2010. Influences of preharvest spraying *Cryptococcus laurentii* combined with postharvest chitosan coating on postharvest diseases and quality of table grapes in storage. **LWT – Food Science and Technology** 43(4): 596-601. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2009.10.007>.
- NEWMAN, D. J. & G. M. CRAGG, 2015. Endophytic and epiphytic microbes as “sources” of bioactive agents. **Frontiers in Chemistry** 3: 34. DOI: <https://doi.org/10.3389/fchem.2015.00034>.
- NISA, H., A. N. KAMILI, I. A. NAWCHOO, S. SHAFI, N. SHAMEEM & S. A. BANDH, 2015. Fungal endophytes as prolific source of phytochemicals and other bioactive natural products: a review. **Microbial Pathogenesis** 82: 50-59. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2015.04.001>.
- PANKE-BUISSÉ, K., A. C. POOLE, J. K. GOODRICH, R. E. LEY & J. KAO-KNIFFIN, 2015. Selection on soil microbiome reveals reproducible impacts on plant function. **The ISME Journal** 9: 980-989.
- PARTIDA-MARTÍNEZ, L. P. & M. HEIL, 2011. The microbe-free plant: fact or artefact? **Frontiers in Plant Science** 2: 100. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2011.00100>.
- PERSONS, K., J. M. RAINES & J. M. RODRIGUEZ, 2013. Antagonistic effects of *Saccharomyces cerevisiae* on the growth of *Aspergillus flavus* and *Aspergillus parasiticus* at varying temperatures. **Mycology** 4(1): 38-43. DOI: <https://doi.org/10.1080/21501203.2012.754796>.
- PIMENTA, R. S., P. D. D. ALVES, G. M. F. ALMEIDA, J. F. M. SILVA, P. B. MORAIS, A. CORRÊA JR. & C. A. ROSA, 2009. Yeast communities in two Atlantic rain forest fragments in Southeast Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology** 40(1): 90-95. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-83822009000100015>.
- PIMENTA, R. S., J. F. M. SILVA, C. M. COELHO, P. B. MORAIS, C. A. ROSA & A. CORRÊA JR., 2010. Integrated control of *Penicillium digitatum* by the predacious yeast *Saccharomycopsis crataegensis* and sodium bicarbonate on oranges. **Brazilian Journal of Microbiology** 41(2): 404-410. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-83822010000200022>.
- RAMOS, D. M. B., C. F. SILVA, L. R. BATISTA & R. F. SCHWAN, 2010. Inibição *in vitro* de fungos toxigênicos por *Pichia* sp. e *Debaryomyces* sp. isoladas de frutos de café (*Coffea arabica*). **Acta Scientiarum Agronomy** 32(3): 397-402. DOI: <http://dx.doi.org/10.4025/actasciagron.v32i3.3361>.
- SCHOCH, C. L., P. W. CROUS, J. Z. GROENEWALD, E. W. BOEHM, T. I. BURGESS, J. DE GRUYTER, G. S. DE HOOG, L. J. DIXON, M. GRUBE, C. GUEIDAN, Y. HARADA, S. HATAKEYAMA, K. HIRAYAMA, T. HOSOYA, S. M. HUHNDORF, K. D. HYDE, E. B. JONES, J. KOHLMAYER, A. KRUYIS, Y. M. LI, R. LÜCKING, H. T. LUMBSCH, L. MARVANOVÁ, J. S. MBATCHOU, A. H. MCVAY, A. N. MILLER, G. K. MUGAMBI, L. MUGGIA, M. P. NELSEN, P. NELSON, C. A. OWENSBY, A. J. PHILLIPS, S. PHONGPAICHIT, S. B. POINTING, V. PUJADE-RENAUD, H. A. RAJA, E. R. PLATA, B. ROBBERTSE, C. RUIBAL, J. SAKAYAROJ, T. SANJO, L. SELBMANN, C. A. SHEARER, T. SHIROUZU, B. SLIPPERS, S. SUETRONG, K. TANAKA, B. VOLKMANN-KOHLMEYER, M. J. WINGFIELD, A. R. WOOD, J. H. WOUDENBERG, H. YONEZAWA, Y. ZHANG & J. W. SPATAFORA, 2009. A class-wide phylogenetic assessment of *Dothideomycetes*. **Studies in Mycology** 64(S10): 1-15. DOI: <https://doi.org/10.3114/sim.2009.64.01>.
- SHARMA, N. & P. AWASTHI, 2010. Postharvest technology–yeast as biocontrol agents: progress, problems and prospects. In: A. ARYA & A. E. PERELLÓ (Ed.): **Management of fungal plant pathogens**: 109-120. CAB International, Preston, UK.
- SPERANDIO, E. M., H. M. MARTINS DO VALE & G. A. M. MOREIRA, 2015. Yeasts from native Brazilian Cerrado plants: occurrence, diversity and use in the biocontrol of citrus green mould. **Fungal Biology** 119(11): 984-993. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2015.06.011>.



STANTON, D. E., J. H. CHÁVEZ, L. VILLEGAS, F. VILLASANTE, J. ARMESTO, L. O. HEDIN & H. HORN, 2014. Epiphytes improve host plant water use by microenvironment modification. **Functional Ecology** 28(5): 1274-1283. DOI: <https://doi.org/10.1111/1365-2435.12249>.

TALIBI, I., H. BOUBAKER, E. H. BOUDYACH & A. A. B. AOUMAR, 2014. Alternative methods for the control of postharvest citrus diseases. **Journal of Applied Microbiology** 117(1): 1-17. DOI: <https://doi.org/10.1111/jam.12495>.

VAN LENTEREN, J. C., K. BOLCKMANS, J. KÖHL, W. J. RAVENSBERG & A. URBANEJA, 2018. Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl** 63(1): 39-59. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-017-9801-4>.

WU, H. X., C. L. SCHOCH, S. BOONMEE, A. H. BAHKALI, P. CHOMNUNTI & K. D. HYDE, 2011. A reappraisal of *Microthyriaceae*. **Fungal Diversity** 51(1): 189-248. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13225-011-0143-8>.

ZHANG, H., L. CHEN, Y. SUN, L. ZHAO, X. ZHENG, Q. YANG & X. ZHANG, 2017. Investigating proteome and transcriptome defense response of apples induced by *Yarrowia lipolytica*. **Molecular Plant-Microbe Interactions** 30(4): 301-311. DOI: <https://doi.org/10.1094/MPMI-09-16-0189-R>.



# Microbial inoculants produced from solid waste compost for bioremediation of diesel-contaminated soils

## Inoculantes microbianos produzidos a partir de composto de lixo sólido para biorremediação de solos contaminados com óleo diesel

Aline Jaime Leal<sup>I</sup> | Edmo Montes Rodrigues<sup>II</sup> | Patrícia Lopes Leal<sup>II</sup> | Aline Daniela Lopes Júlio<sup>II</sup> |  
Rita de Cássia Rocha Fernandes<sup>II</sup> | Arnaldo Chaer Borges<sup>II</sup> | Marcos Rogério Tótola<sup>II</sup>

<sup>I</sup>Instituto Federal do Rio Grande do Sul. Bagé, Rio Grande do Sul, Brasil

<sup>II</sup>Universidade Federal de Viçosa. Viçosa, Minas Gerais, Brasil

**Abstract:** Microbial activity can be stimulated to remove soil hydrocarbons after the introduction of hydrocarbonoclastic microorganisms on the environment. We developed microbial inoculants produced from municipal solid waste compost (MSWC) for the bioremediation of diesel-contaminated soils. Diesel application occurred every 4 days for inoculant A and every 8 days for inoculant B. Respirometric analysis, total heterotrophic bacteria count, and evaluation of residual total petroleum hydrocarbons (TPH) were performed. The inoculants were evaluated immediately after production and after storage either at room temperature or under refrigeration. The degradation of TPH after 20 days was greatest at 30 g/kg. At this concentration, biodegradation of TPH ranged from 98.3 to 99.4%. After storage, efficiency of inoculant A reached TPH degradation rates of 96.5% (room temperature) and 98.1% (refrigeration). Inoculant B showed significant decrease of efficiency after storage, especially at room temperature. The addition of inoculants significantly increased the density of culturable bacteria in soil contaminated with diesel, even after storage. The use of MSWC at a dose of 30 g/kg was an effective strategy for the bioremediation of soils contaminated with diesel, allowing the elimination of more than 99% of the contaminants in 20 days.

**Keywords:** Bioremediation. Hydrocarbonoclastic populations. Soil contamination.

**Resumo:** A atividade microbiana pode ser estimulada a promover a remoção de hidrocarbonetos no solo ao se introduzir microrganismos hidrocarbonoclasticos. Inoculantes microbianos foram produzidos utilizando-se composto de lixo sólido municipal (CLSM) para a biorremediação de solos contaminados com óleo diesel. A aplicação de diesel ocorreu a cada quatro dias para o inoculante A e a cada oito para o inoculante B. Análises respirométricas, contagem de bactérias heterotróficas totais e avaliação de hidrocarbonetos totais do petróleo (HTP) foram realizadas. Os inoculantes foram avaliados imediatamente após a produção e o armazenamento, à temperatura ambiente e sob refrigeração. A degradação de HTP após 20 dias foi maior na concentração de 30 g/kg. Nesta concentração, a biodegradação de HTP permaneceu entre 98,3 e 99,4%. Após armazenamento, a eficiência do inoculante A foi de 96,5% de degradação (temperatura ambiente) e 98,1% (sob refrigeração). O inoculante B apresentou significativa redução de eficiência após armazenamento, especialmente à temperatura ambiente. A adição de inoculantes aumentou significativamente a densidade de bactérias cultiváveis no solo contaminado com diesel, mesmo após armazenamento. O uso de CLSM na dose de 30 g/kg foi uma estratégia efetiva para a biorremediação de solos contaminados com diesel, permitindo a eliminação de mais de 99% dos contaminantes em 20 dias.

**Palavras-chave:** Biorremediação. Populações hidrocarbonoclasticas. Contaminação do solo.

LEAL, A. J., E. M. RODRIGUES, P. L. LEAL, A. D. L. JÚLIO, R. C. R. FERNANDES, A. C. BORGES & M. R. TÓTOLA, 2019. Microbial inoculants produced from solid waste compost for bioremediation of diesel-contaminated soils. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 233-244.

Autor para correspondência: Edmo Montes Rodrigues. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Microbiologia. Laboratório de Biotecnologia e Biodiversidade para o Meio Ambiente. Av. P. H. Rolfs, s/n – Centro. Viçosa, MG, Brasil. CEP 36570-900 (edmomontes@yahoo.com.br).

Recebido em 09/06/2018

Aprovado em 16/01/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUCTION

Soil contamination with petroleum hydrocarbons is a serious environmental problem (Sutton *et al.*, 2013; Aller *et al.*, 2014; Baruah *et al.*, 2014; Sun *et al.*, 2018), caused by accidents during oil extraction, transportation, refining or storage (Lin & Mendelssohn, 2012; Mosaed *et al.*, 2015). The recovery of hydrocarbon-contaminated environments has been intensively studied and diverse technologies have emerged to overcome the increasing number of contaminated sites (Gogoi *et al.*, 2003; Gordon *et al.*, 2015; Mosaed *et al.*, 2015; Rodrigues & Tótoia, 2015; Júlio *et al.*, 2018).

Petroleum derivatives such as diesel oil are of great economic importance. Accidental releases of these derivatives due to faults in underground storage tanks are a common cause of contamination of soil and groundwater in Brazil (Bento *et al.*, 2003; Mariano *et al.*, 2007; Vieira *et al.*, 2007; Colla *et al.*, 2014). In this type of accident, the remediation of soil is very important to prevent contamination of the water table and to promote the recovery of the soil's ecological functions.

Bioremediation techniques are used to accelerate the biodegradation of contaminants and the rehabilitation of the contaminated environment (Roling *et al.*, 2002; Stroud *et al.*, 2007; Minai-Tehrani *et al.*, 2015), and include biostimulation (improvement of environmental conditions to stimulate microbial activity) (Gallego *et al.*, 2001; Ruberto *et al.*, 2009; Abed *et al.*, 2015; Júlio *et al.*, 2018); bioaugmentation (inoculation of the contaminated site with selected microbial populations efficient in biodegradation of the target contaminant which is generally accompanied by biostimulation) (Straube *et al.*, 1999; Wu *et al.*, 2008; Hassanshahian *et al.*, 2014; Mao *et al.*, 2015); and application of biosurfactants or biosurfactant-producing microorganisms to increase bioavailability of hydrophobic contaminants (Chang *et al.*, 2015; Mao *et al.*, 2015; Rodrigues *et al.*, 2015a).

Biostimulation is adopted when indigenous microorganisms have the potential to degrade the contaminants, but their activity is limited by environmental factors (water activity, pH, mineral nutrients availability,

electron acceptors, among others). However, bioaugmentation strategy may be necessary when the indigenous microorganisms cannot metabolize the contaminants or when efficient indigenous populations have been eliminated by toxic effects of the contaminants (Vogel, 1996; Aburto-Medina *et al.*, 2015).

The survival and activity of introduced microorganisms in the soil depends on their adaptation to biotic and abiotic factors of the environment (Fantroussi & Agathos, 2005; Aburto-Medina *et al.*, 2015; Adams *et al.*, 2015). The selection of contaminant-degrading microorganisms is the critical step in bioaugmentation (Adams *et al.*, 2015; Rodrigues *et al.*, 2015b). When using culture media for the isolation of microorganisms with biodegradation potential of specific contaminants, only cultivable cells are selected. The use of enrichment methods which preserve non-cultivable microorganisms may be important to expand the biodegradation potential of microbial inoculums, since these members of microbial communities may also be involved in hydrocarbon biodegradation (Zhang *et al.*, 2012; Leal *et al.*, 2018). Furthermore, in bioaugmentation, the use of mixed cultures offers some advantages over pure cultures, including higher biodegradative capacity both quantitatively and qualitatively (higher range of contaminants used as substrates for microbial growth); greater resistance to toxic substances; increased potential for establishment of positive microbial interactions (e.g., syntrophy, commensalism, cometabolism) that may increase biodegradation efficiency and survival of the consortium. In addition, the use of consortia with high microbial diversity and functional redundancy increases the chances of survival of populations with the potential for biodegradation of the target contaminants when the inoculant is applied to sites with contrasting characteristics. Taking in consideration the advantages of microbial consortia for use in bioaugmentation, the objective of this study was to evaluate the effectiveness of microbial inoculants produced upon enrichment of hydrocarbonoclastic microbial populations in municipal solid waste compost (MSWC) for bioremediation of diesel-contaminated soil.

## MATERIAL AND METHODS

### MICROBIAL INOCULANTS

MSWC was enriched in hydrocarbonoclastic populations upon amendment with mineral nutrients: Nitrogen (N), Phosphorous (P), and Potassium (K); and diesel (50 mL/kg at each application). The compost was sieved through a 5-mm mesh sieve and C:N:P ratio was set at 100:10:2 (additional carbon added as hydrocarbons was considered in calculations). Diesel application occurred every 4 days for inoculant A and every 8 days for inoculant B, while inoculant MSWC<sub>f</sub> did not receive diesel application, but received the same doses of mineral nutrients ("f" stands for "fertilized MSWC"). The moisture content was corrected to 60% of water holding capacity (WHC). Subsequent moisture adjustments were performed when the water content reached 40% of the WHC, so as to maintain the variation between 40% and 60% of the WHC throughout the incubation period (24 days). Each treatment was conducted with three replicates.

### SOIL CHARACTERIZATION AND CONTAMINATION

The soil was sieved through a 5-mm mesh sieve and analyzed for texture and fertility (Table 1). Texture analysis identified the soil as a heavy clay soil. After adjusting the moisture content to 60% of the WHC, the soil was fertilized with ammonium sulphate and di-potassium phosphate, at a ratio sufficient to obtain the final C:N:P ratio of 100:10:2. Finally, 20 mL/kg dry weight of diesel was applied to the soil.

### DOSE OF INOCULANTS

The inoculants were applied to the diesel-contaminated soil in the proportions of 10, 30, or 50 g/kg dry mass  $\gamma$  ray sterilized compost (25 Mrad) was supplemented to the 10 and 30 g/kg treatments (40 g/kg and 20 g/kg, respectively), in order to maintain the same proportion of organic matter across all samples.

Each inoculant was added to 60 g of diesel-contaminated soil. Three control treatments were

included: i) soil without inoculants; ii) soil with sterile MSWC only; and iii) sterile soil with sterile MSWC.

The experiment was conducted with three replicates for each treatment, totaling 36 plots. Each plot consisted of a 750 mL respirometric flask connected to a respirometer equipped with an infrared CO<sub>2</sub> detector with intermittent air flow (Sable System, NE, USA). CO<sub>2</sub> emission was accompanied for 486 h at room temperature ranging from 19 °C to 30 °C (Table 2).

Table 1. Physical and chemical characteristics of the experimental soil. Legends: WHC = water holding capacity; Org C = organic carbon; cmol<sub>c</sub> = cent mol of charge.

Characteristics	Unit	Value
Coarse sand	%	12
Fine sand	%	11
Silt	%	4
Clay	%	73
pH (H <sub>2</sub> O)	pH unity	4.8
WHC	%	48.89
Org C	g/kg	32.0
N total	g/kg	0.6
P	mg/dm <sup>3</sup>	0.5
K	mg/dm <sup>3</sup>	39
Ca <sup>2+</sup>	cmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup>	0.33
Mg <sup>2+</sup>	cmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup>	0.01
Al <sup>3+</sup>	cmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup>	0.77

Table 2. Treatments submitted to respirometric assay for determining the appropriate concentration of inoculants to be added to diesel-contaminated soil.

Treatment	Inoculum concentrations
Inoculant A	10, 30 or 50 g/kg
Inoculant B	10, 30 or 50 g/kg
MSWC <sub>f</sub>	10, 30 or 50 g/kg
Soil (Control)	0
Sterilised MSWC + Soil (SC+S)	50 g/kg
Sterilised MSWC + Sterilised Soil (SC+SS)	50 g/kg



## EFFECT OF TEMPERATURE ON THE CONSERVATION OF INOCULANTS

The inoculants were stored at room temperature or under refrigeration (6-8 °C) in plastic bags. After 97 days, density of heterotrophic bacteria was estimated as previously described. Respirometric assays were performed using 30 g of inoculants per kg dry weight of diesel-contaminated soil (20 mL/kg dry weight). A non-inoculated treatment was included as control. Each treatment was replicated three times in a completely randomized design. Enumeration of cultivable heterotrophic bacteria and residual TPH in soil were also performed at the end of the respirometric assay (486 h).

## ENUMERATION OF CULTIVABLE BACTERIAL POPULATIONS

Density of cultivable heterotrophic bacteria was assessed by plating serial dilutions (in sodium pyrophosphate 1 g/L) on nutrient agar (Himedia®). To inhibit fungal growth, cycloheximide was added (100 mg/L) to the medium. The plates were incubated at 30 °C for 24 h and the bacterial colonies were counted.

## CHROMATOGRAPHIC ANALYSIS

The extraction of TPH from diesel-contaminated soil was performed in a Soxhlet extractor, as per the 3540C method (USEPA, 1996) using 2 g of soil and 200 mL of hexane:acetone (1:1). Extraction period was 6 h. The extracts were analyzed by gas chromatograph (QP 5000) coupled to a mass spectrometer (Shimadzu, Model 17-A) using a fused silica capillary column DB-1 (30 m × 0.25 mm × 0.25 μm) under the following conditions: initial temperature 40 °C (2 min), heating ramp of 8-240 °C/min. The injector temperature was maintained at 260 °C and detector temperature at 280 °C. Helium was used as the carrier gas at a flow rate of 1 mL/min in a splitless injection mode. The TPH degradation percentage was obtained subtracting residual TPH after the respirometric assays from TPH concentration at time zero.

## STATISTICAL ANALYSIS

All data were tested for normality. After this, the Tukey *a posteriori* test was employed using SigmaPlot 11.0 software, and p values < 0.05 were considered significant.

## RESULTS

### EFFECT OF INOCULANT DOSE ON HYDROCARBON BIODEGRADATION

Analyzing the CO<sub>2</sub> emission by diesel-contaminated soil, there was an effect of the type of inoculant on CO<sub>2</sub> emission (Figure 1). Treatments with inoculants A and B had higher CO<sub>2</sub> emissions than treatments with inoculant MSWC<sub>f</sub> or the treatment without the addition of inoculants during the initial phase (at around 330 hours) (Figure 1). After this phase, the cumulative CO<sub>2</sub> emission was equal among the non-inoculated soil and soil inoculated with inoculants A and B. The lower CO<sub>2</sub> emission by treatments with MSWC<sub>f</sub> was maintained throughout the experiment (Figure 1).

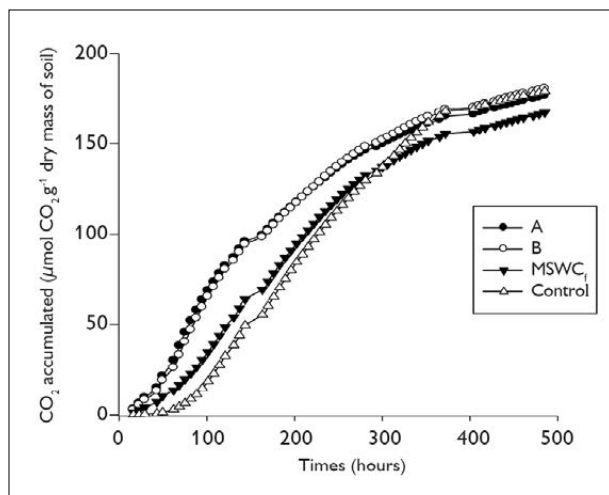


Figure 1. CO<sub>2</sub> emission by diesel-contaminated soil (20 mg/kg). Non-inoculated treatment (control) was used as the control. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>f</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production. The data refers to the treatments with 50 g/kg of inoculants.



The inoculated soil showed higher density of cultivable heterotrophic bacteria than the non-inoculated control, independently of the type of inoculant (Figure 2). For any dose of inoculants, the highest density of cultivable heterotrophic bacteria was obtained in soil inoculated with inoculant MSWC<sub>f</sub>. The highest cell densities in treatments with inoculants A and MSWC<sub>f</sub> were obtained with 10 g/kg of the inoculants, while for treatments with inoculant B, the highest cell densities were obtained at 30 g/kg.

The residual TPH concentration revealed the existence of interactions between the type and dose of inoculants applied to the experimental soil. TPH degradation varied from 84.84% in the non-inoculated control to > 99% in some inoculated treatments in only 486 hours (24.25 days). The higher degradation of TPH was obtained in the treatments with 30 g/kg of inoculant, irrespective of the type of inoculant (Table 3). At the dose of 50 g/kg, TPH degradation in the soil inoculated with inoculants A and B was higher than in treatments with inoculant MSWC<sub>f</sub> (Table 3). The dose of the inoculants had significant effect on TPH degradation, except the dose of 10 and 30 g/kg of inoculant B. Irrespective of the inoculants used, the dose of 50 g/kg resulted in the lowest TPH degradation. The TPH degradation in inoculated treatments was greater than in non-inoculated treatment, irrespective of the inoculant and dose used (Table 3).

### EFFECT OF STORAGE ON THE INOCULANTS

Storage of inoculants under refrigeration was found to be the most suitable for maintaining the viability of the bacterial populations in the inoculants (Figure 3). Inoculants that were supplemented with diesel (inoculants A and B) showed higher bacterial counts than MSWC<sub>f</sub>. Cell densities of heterotrophic bacteria was proportional to the amount of diesel added to MSWC (cell densities: Inoculant A > B > MSWC<sub>f</sub>). The bacterial count of inoculant A stored under refrigeration remained close to that obtained immediately after its production.

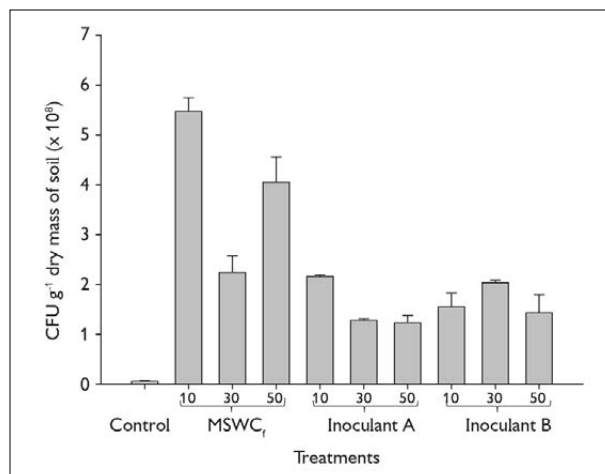
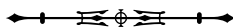


Figure 2. Heterotrophic bacteria in diesel-contaminated soil (20 mL/kg). Non-inoculated soil (control) did not receive application of inoculants or MSWC. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>f</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production. The numbers above curly brackets represent the doses of inoculants (10, 30, or 50 g/kg). The data refers to samples collected at the end of the incubation period in the respirometric assay (486 hours).

Table 3. Percentage of total petroleum hydrocarbon (TPH) degradation in diesel-contaminated soil (20 mL/kg) in response to the application of inoculants formulated from municipal solid waste compost (MSWC). The soil received application of inoculants A, B, or MSWC<sub>f</sub> in different doses (10, 30, or 50 g/kg). In treatments with 0 (control), 10, and 30 g/kg of inoculants, gamma-sterilized MSWC<sub>f</sub> was added to compensate for the lower amount of compost, compared to the treatment with 50 g/kg. Treatment means followed by the same capital letter, in lines, and lowercase letters, in columns (comparison among columns only), do not differ at 5% probability by Tukey's test. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>f</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production. Percentage of TPH degradation in non-inoculated soil (control) was 84.84%.

Concentration	Inoculant A	Inoculant B	MSWC <sub>f</sub>
10 g/kg	96.86 ± 1.23 Xx	99.00 ± 0.55 Ww	96.01 ± 0.17 Xx
30 g/kg	98.32 ± 0.67 Ww	99.40 ± 0.10 Ww	99.43 ± 0.69 Ww
50 g/kg	89.66 ± 1.64 Xy	94.94 ± 1.09 Wx	87.01 ± 0.80 Yy



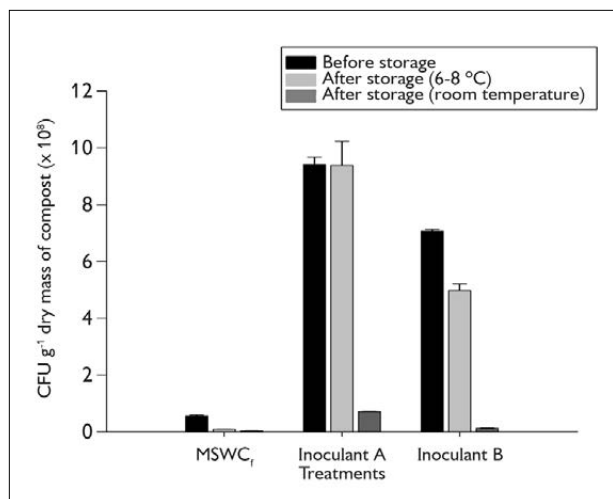


Figure 3. Density of heterotrophic bacteria in inoculants after storage for 97 days at different temperatures. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>r</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production.

The storage temperature influenced CO<sub>2</sub> emission only in treatments with inoculant A (Table 4), with higher CO<sub>2</sub> emissions from diesel-contaminated soil inoculated with the inoculant stored under refrigeration. The other treatments showed no significant difference in CO<sub>2</sub> emission between the storage temperatures. Inoculated treatments showed higher CO<sub>2</sub> emissions than non-inoculated treatment, with no significant difference in CO<sub>2</sub> emissions between treatments with inoculants stored at room temperature. In treatments with inoculants stored under refrigeration, CO<sub>2</sub> emission from soil inoculated with inoculant MSWC<sub>r</sub> was lower than treatments with inoculants A and B.

There was a significant interaction between the type of inoculant and the storage temperature on the degradation of TPH in diesel-contaminated soil. The indigenous populations of the soil used in the experiment were active in the degradation of hydrocarbons (approximately 85% of TPH biodegradation in the non-inoculated control) (Table 5). However, the inoculation favored TPH biodegradation. Inoculation of the soil with the inoculant A was the most effective, resulting in the highest TPH degradation at both the storage temperatures. There was no effect of temperature of storage on the efficiency of inoculant A. TPH degradation in the treatment with inoculant A stored under room temperature did not differ from that obtained in treatment with inoculant MSWC<sub>r</sub> stored under the same condition (Table 5). Storage of inoculant B at room temperature had a significant negative effect on inoculant efficiency; the opposite was observed with inoculant MSWC<sub>r</sub>. The result can be attributed to the differences in the composition of the microbial communities established in the different inoculants.

The highest density of cultivable heterotrophic bacteria was found in soil inoculated with inoculant MSWC<sub>r</sub> stored under refrigeration (Figure 4). Storage under refrigeration resulted in higher population densities of cultivable heterotrophic bacteria in soil than under room temperature for treatments with inoculants B and MSWC<sub>r</sub>. For treatments with inoculant A, there was no effect of temperature of storage on population densities in soil. The inoculated treatments showed higher densities of heterotrophic bacteria than the non-inoculated control (Figure 4).

Table 4. Cumulative CO<sub>2</sub> emission from diesel-contaminated soil (20 mL/kg) inoculated with inoculants stored for 97 days under room temperature or refrigeration. The presented data refers to treatments with 30 g/kg of the inoculants. Treatment means followed by the same capital letter, in the line, and lowercase letter, in columns (comparison between columns only), do not differ at 5% probability by Tukey's test. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>r</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production.

Temperature/Treatment	Control	Inoculant A	Inoculant B	MSWC <sub>r</sub>
Room temperature	163.25 Y	189.43 WXx	198.18 WXw	181.45 Xw
Refrigeration (6-8 °C)		200.01 Ww	202.07 Ww	181.12 Xw

Table 5. Total petroleum hydrocarbon (TPH) degradation in diesel-contaminated soil (20 mL/kg) after application of inoculants stored for 97 days at room temperature or under refrigeration. The presented data refers to treatments with 30 g/kg of the MSWC or inoculants. Treatment means followed by the same capital letter, in the line, and lowercase letter, in columns (comparison between columns only), do not differ at 5% probability by Tukey's test. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>f</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production.

Temperature/Treatment	TPH degradation (%)			
	Control	Inoculant A	Inoculant B	MSWC <sub>f</sub>
Room temperature	84.84 ± 2.14 X	96.55 ± 0.66 Ww	66.66 ± 4.21 Yx	91.66 ± 2.13 WXw
Refrigeration (6-8 °C)		98.14 ± 0.61 Ww	84.29 ± 2.42 Xw	78.32 ± 2.98 Xx

## DISCUSSION

In this study, we evaluated whether enrichment of hydrocarbonoclastic bacteria in municipal solid waste compost (including non-cultivable populations) can be used for the production of inoculants for application to soils contaminated with hydrocarbons. Application of inoculants resulted in high hydrocarbon biodegradation in diesel-contaminated soil (removal of up to 99.4% of TPH in only 20 days). In non-inoculated soil, TPH removal was 84.4% within the same period.

The respiratory activity of the soil was influenced by the type of inoculant added to the soil, but not by the dose of inoculant. However, a significant dose effect of the inoculant was observed on TPH removal, with inhibition of the degradation activity occurring at the highest dose (50 g/kg). The conflicting results between the respirometric and TPH analyses can be explained by the use of other sources of organic carbon added as compost (Kuzyakov, 2006), which results in CO<sub>2</sub> emissions not originating from hydrocarbon (Dilly, 2001). The negative effect of increasing the dose of inoculants at >30 g/kg on TPH removal is attributed to the adsorption of hydrocarbon molecules to humic fractions present in MSWC, which decreases its bioavailability (Perminova *et al.*, 1999; Leal *et al.*, 2018).

The extended lag phase for CO<sub>2</sub> emission observed in non-inoculated soil or in soil inoculated with MSWC<sub>f</sub> (not enriched in hydrocarbonoclastic populations) may indicate the occurrence of toxic effect of diesel on the indigenous

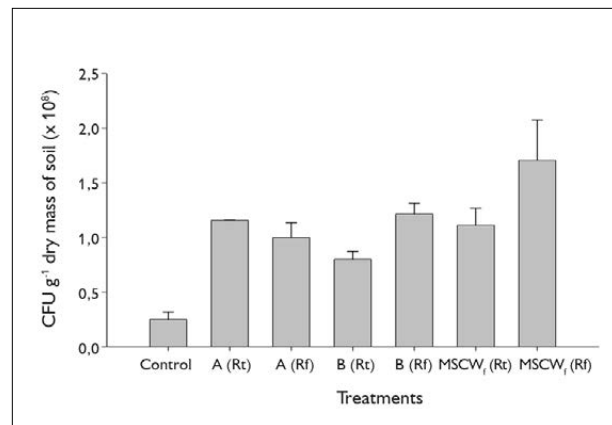


Figure 4. Density of heterotrophic cultivable bacteria in diesel-contaminated soil (20 mL/kg) after application of inoculants stored at room temperature (Rt) or under refrigeration (Rf). The presented data refer to treatments with application of 50 g/kg of inoculants. Inoculants A and B were enriched in hydrocarbonoclastic bacteria upon amendment of N- and P-fertilized MSWC with diesel (50 mL/kg at each application) every 4<sup>th</sup> (inoculant A) or 8<sup>th</sup> day (inoculant B) during 24 days. MSWC<sub>f</sub> received only mineral nutrients at the onset of inoculant production.

soil microorganisms (Hollender *et al.*, 2003; Labud *et al.*, 2007; Montagnolli *et al.*, 2015) or a low abundance of hydrocarbon-degrading microbial populations. This effect did not occur in soil inoculated with inoculants A and B, which were enriched in microbial population adapted/selected to metabolize hydrocarbons from diesel.

In treatments with inoculants A and B, the accumulated CO<sub>2</sub> (Figure 1) level was higher as compared to treatment with inoculant MSWC<sub>f</sub> and non-inoculated control during the first 330 h. After this period, a marked increase in CO<sub>2</sub> emission was observed in the non-inoculated

treatment. The result points to a limitation of carbon source in treatments with inoculants A and B after this period, with a possible adaptation of soil microorganisms to diesel as the carbon source. Similar results were reported by Sanni *et al.* (2015) and Leal *et al.* (2017), who showed that prior exposure of a microbial community to a contaminant induces physiological adaptations and selection of microbial populations capable of catabolizing the contaminant.

The non-inoculated control showed a much lower population density of cultivable bacteria than treatments with inoculants. Diplock *et al.* (2009) demonstrated that, in general, soils with low density of cultivable bacteria were associated with low hydrocarbon degradation rates. The soil receiving inoculants consisting only of MSWC enriched with N and P (MSWC<sub>N</sub>) showed higher values of cultivable heterotrophic bacteria. We thus speculate that the lower concentration of diesel present in soil mixed with this inoculant (compared to inoculants A and B, which received regular diesel applications) favored the growth of microbial populations, since diesel has a high concentration of light aromatic hydrocarbons, which is toxic to microbial cells (van Dorst *et al.*, 2014). The low molecular weight hydrocarbons induces acute toxic effects on soil microbiota, mostly due to their high solubility and the presence of volatile molecules that can penetrate into cells and alter cellular structures (Du *et al.*, 2012; Harwood *et al.*, 2013; Luo *et al.*, 2014). Another problem of diesel-contaminated soil occurs during the catabolism of aromatic hydrocarbons present in diesel. During the metabolism of aromatic compounds, metabolites with higher toxicity than the parent compounds can build up, such as catechol (Ntougias *et al.*, 2015). Although MSWC does not have microbial populations previously adjusted/selected to use diesel as the carbon source, it has a high microbial diversity and low C:N ratio (Ishii *et al.*, 2000; Namkoong *et al.*, 2002; Wang *et al.*, 2017), which makes it potentially effective to stimulate hydrocarbon biodegradation in diesel-contaminated soil.

In previous studies, the application of a microbial consortium resulted in 57.8% of TPH removal from diesel-contaminated soil after 55 days (Mariano *et al.*, 2007), while soil bioaugmentation with activated sludge resulted in 66% removal of TPH from diesel after 45 days (Gallego *et al.*, 2001). Comparison of these results with those achieved in the present study reveals that MSWC-derived inoculants, even MSWC<sub>N</sub>, which did not receive diesel to stimulate the enrichment of hydrocarbonoclastic populations, were much more effective in promoting degradation of hydrocarbons from diesel (> 99% TPH removal within 20 days at the dose of 30 g/kg) (Table 5). Indigenous soil populations could degrade diesel hydrocarbons, reaching about 85% of TPH degradation in the same period. These high efficiencies of hydrocarbon degradation, even in the non-inoculated soil, can be explained by the manner by which the experiment was conducted. After soil contamination and application of inoculants (or not), the microcosms were coupled to an automatic respirometer, which injected atmospheric air for 5 min (500 mL/min) every 4.5 h. This supposedly prevents oxygen from becoming a limiting factor for the catabolism of hydrocarbons, thereby increasing the efficiency of contaminant biodegradation.

The most important biotic factors for bioaugmentation are predation of allochthonous microorganisms added to the environment as well as the competition between these populations and autochthonous (indigenous) microorganisms (van Veen *et al.*, 1997; Adams *et al.*, 2015). Abiotic factors include the availability of nutrients, oxygen, temperature, water activity, and pH, among others (van Veen *et al.*, 1997; Adams *et al.*, 2015). Thus, for the bioaugmentation strategy to be successful, the introduced microorganisms must possess adaptive advantages beyond the ability to degrade the contaminants in the soil. Our inoculants were effective because they introduce in the contaminated soils a high diversity of microbial populations that constitute the microbial community of MSWC, including non-cultivable microorganisms, thus increasing the probability of successful

colonization of the new contaminated habitat. The presence of non-cultivable microorganisms in inoculants may also extend the metabolic pathways involved in the degradation of complex contaminants. Zhang *et al.* (2012) corroborated this statement by reporting that the proportion of physiologically active bacterial populations in soils contaminated with hydrocarbons was greater than that of cultivable populations.

The storage temperature influenced differently the microbial populations in the inoculants. Refrigeration had a positive effect on the maintenance of hydrocarbon biodegradation potential for microbial populations present in the inoculants produced with the addition of diesel (inoculants A and B). For the inoculant consisting of only fertilized MSWC (MSWC<sub>f</sub>), storage at room temperature was more favorable. While it is recognized that refrigeration generally enhances microbial viability, in our study, this was not observed for all the inoculants, possibly due to differences in the structure of the microbial communities. The biodegradation potential of inoculant A after 97 days of storage under refrigeration was found to be identical to that obtained immediately after its production (Table 3 vs. Table 5). High biodegradation potential of this inoculant was also maintained during storage at room temperature. Apparently, frequent exposure to hydrocarbons present in the diesel used for enrichment of hydrocarbonoclastic populations (every 4 days) resulted in the selection of microbial populations tolerant to other environmental stress or, in other words, the induction of cross-resistance mechanisms. This phenomenon of cross-resistance to stress factors in microbial populations has been widely reported (e.g., Fernandes *et al.*, 2003; Gang *et al.*, 2015; Oide *et al.*, 2015; Ramos *et al.*, 2015).

## CONCLUSIONS

The MSWC is an appropriate substrate for developing inoculants for application to hydrocarbon-contaminated soils. The application of inoculants from MSWC to diesel-contaminated soil provided fast and effective removal of

hydrocarbon contaminants. The efficiency of inoculant was reduced at dosage > 30 g/kg of soil. At lower doses, the use of MSWC along with N and P was found to be efficient for enriching hydrocarbonoclastic microbial populations. When stored for about 100 days, the inoculant produced with the addition of diesel at every 4 days retained its biodegradation potential. We conclude that this strategy is the most recommended for production of inoculant to be used in field scale bioremediation of diesel-contaminated soils.

## REFERENCES

- ABED, R. M. M., S. AL-KHARUSI & M. AL-HINAI, 2015. Effect of biostimulation, temperature and salinity on respiration activities and bacterial community composition in an oil polluted desert soil. **International Biodeterioration & Biodegradation** 98: 43-52. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2014.11.018>.
- ABURTO-MEDINA, A., E. M. ADETUTU, S. ALEER, J. WEBER, S. S. PATIL, P. J. SHEPPARD, A. S. BALL & A. L. JUHASZ, 2015. Comparison of indigenous and exogenous microbial populations during slurry phase biodegradation of long-term hydrocarbon-contaminated soil. **Biodegradation** 23(6): 813-822. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s10532-012-9563-8>.
- ADAMS, G. O., P. T. FUFUYIM, S. E. OKORO & I. Ehinomen, 2015. Bioremediation, biostimulation and bioaugmentation: a review. **International Journal of Bioremediation and Biodegradation** 3(1): 28-29. DOI: <http://dx.doi.org/10.12691/ijebb-3-1-5>.
- ALLER, S., E. M. ADETUTU, J. WEBER, A. S. BALL & A. L. JUHASZ, 2014. Potential impact of soil microbial heterogeneity on the persistence of hydrocarbons in contaminated subsurface soils. **Journal of Environmental Management** 136: 27-36. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jenvman.2014.01.031>.
- BARUAH, P., R. R. SAIKIA, P. P. BARUAH & S. KEKA, 2014. Effect of crude oil contamination on the chlorophyll content and morpho-anatomy of *Cyperus brevifolius* (Rottb.) Hassk. **Environmental Science and Pollution Research** 21(21): 12530-12538. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s11356-014-3195-y>.
- BENTO, F. M., F. A. O. CAMARGO, B. OKEKE & W. T. FRANKENBERGER-JÚNIOR, 2003. Bioremediation of soil contaminated by diesel oil. **Brazilian Journal of Microbiology** 34(supl. 1): 65-68. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-83822003000500022>.
- CHANG, J. S., D. K. CHA, M. RADOSEVICH & Y. JIN, 2015. Effects of biosurfactants-producing bacteria on biodegradation and transport of phenanthrene in subsurface soil. **Journal of Environmental Science and Health, Part A** 50(6): 611-616. DOI: <http://dx.doi.org/10.1080/10934529.2015.994967>.



- COLLA, T. S., R. ANDREAZZA, F. BUCKER, M. M. SOUZA, L. TRAMONTINI, G. R. PRADO, A. P. FRAZZON, F. A. CAMARGO & F. M. BENTO, 2014. Bioremediation assessment of diesel-biodiesel-contaminated soil using an alternative bioaugmentation strategy. **Environmental Science and Pollution Research International** 21(4): 2592-2602. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s11356-013-2139-2>.
- DILLY, O., 2001. Microbial respiratory quotient during basal metabolism and after glucose amendment in soils and litter. **Soil Biology and Biochemistry** 33(1): 117-127. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(00\)00123-1](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(00)00123-1).
- DIPLOCK, E. E., D. P. MARDLIN, K. S. KILHAM & G. I. PATON, 2009. Predicting bioremediation of hydrocarbons: laboratory of field scale. **Environmental Pollution** 157(6): 1831-1840. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2009.01.022>.
- DU, J., W. T. MEHLER, M. J. LYDY & J. YOU, 2012. Toxicity of sediment-associated unresolved complex mixture and its impact on bioavailability of polycyclic aromatic hydrocarbons. **Journal of Hazardous Materials** 203-204: 169-175. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2011.11.099>.
- FANTROUSSI, S. E. & S. N. AGATHOS, 2005. Is bioaugmentation a feasible strategy for pollutant removal and site remediation? **Current Opinion in Microbiology** 8(3): 268-275. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.mib.2005.04.011>.
- FERNANDES, P. B. S. FERREIRA & J. M. S. CABRAL, 2003. Solvent tolerance in bacteria: role of efflux pumps and cross-resistance with antibiotics. **International Journal Antimicrobial Agents** 22(3): 211-216.
- GALLEGO, J. L. R., J. LOREDO, J. F. LLAMAS, F. VÁZQUEZ & J. SÁNCHEZ, 2001. Bioremediation of diesel-contaminated soils: evaluation of potential in situ techniques by study of bacterial degradation. **Biodegradation** 12(5): 325-335. DOI: <https://doi.org/10.1023/A:1014397732435>.
- GANG, Z., S. QING-SHAN, H. XIAO-MO, X. XIAO-BAO & C. YI-BEN, 2015. Insights into *Pseudomonas aeruginosa* ATCC9027 resistance to isothiazolones through proteomics. **Microbial Drug Resistance** 21(2): 140-148. DOI: <https://doi.org/10.1089/mdr.2014.0113>.
- GOGOI, B. K., N. N. DUTTA, P. GOSWAMI & T. R. K. MOHAN, 2003. A case study of bioremediation of petroleum-hydrocarbon contaminated soil at a crude oil spill site. **Advances in Environmental Research** 7(4): 767-782. DOI: [https://doi.org/10.1016/S1093-0191\(02\)00029-1](https://doi.org/10.1016/S1093-0191(02)00029-1).
- GORDON, A., H. D. ZAKPAA & MAKMENSAH, 2015. Biodegradation potentials of bacterial isolates from petroleum storage facilities within the Kumasi Metropolitan area. **African Journal of Microbiology Research** 9(7): 433-447. DOI: <https://doi.org/10.5897/AJMR2013.6311>.
- HARWOOD, A. D., P. F. LAUNDRUM & M. J. LYDY, 2013. Bioavailability-based toxicity endpoints of bifenthrin for *Hyalella azteca* and *Chironomus dilutes*. **Chemosphere** 90(3): 1117-1122. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2012.09.017>.
- HASSANSHAHIAN, M., G. EMTIAZI, G. CARUSO & S. CAPPELLO, 2014. Bioremediation (bioaugmentation/biostimulation) trials of oil polluted seawater: a mesocosm simulation study. **Marine Environmental Research** 95: 28-38. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marenres.2013.12.010>.
- HOLLENDER, J., K. ALTHOFF, M. MUNDT & W. DORR, 2003. Assessing the microbial activity of soil samples, its nutrient limitation and toxic effects of contaminants using a simple respiration test. **Chemosphere** 53(3): 269-275. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(03\)00556-3](https://doi.org/10.1016/S0045-6535(03)00556-3).
- ISHII, K., M. FUKUI & S. TAKII, 2000. Microbial succession during a composting process as evaluated by denaturing gradient gel electrophoresis analysis. **Journal of Applied Microbiology** 89(5): 768-777. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1365-2672.2000.01177.x>.
- JÚLIO, A. D. L., R. D. R. FERNANDES, M. D. COSTA, J. C. L. NEVES, E. M. RODRIGUES & M. R. TÓTOLA, 2018. A new biostimulation approach based on the concept of remaining P for soil bioremediation. **Journal of Environmental Management** 207: 417-422. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2017.11.061>.
- KUZYAKOV, Y., 2006. Sources of CO<sub>2</sub> efflux from soil and review of partitioning methods. **Soil Biology and Biochemistry** 38(3): 425-448. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.08.020>.
- LABUD, V., C. GARCIA & T. HERNANDEZ, 2007. Effect of hydrocarbon pollution on the microbial properties of a sandy and a clay soil. **Chemosphere** 66(10): 1863-1871. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2006.08.021>.
- LEAL, A. J., E. M. RODRIGUES, P. L. LEAL, A. D. L. JÚLIO, R. C. R. FERNANDES, A. C. BORGES & M. R. TÓTOLA, 2017. Changes in the microbial community during bioremediation of gasoline-contaminated soil. **Brazilian Journal of Microbiology** 48(2): 342-351. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.bjm.2016.10.018>.
- LEAL, A. J., E. M. RODRIGUES, R. C. R. FERNANDES, A. C. BORGES, A. D. L. JÚLIO, F. S. FREITAS & M. R. TÓTOLA, 2018. Microbial inoculants development for bioremediation of gasoline and diesel contaminated soil. **Open Access Library Journal** 5(4): 1-17. DOI: <http://dx.doi.org/10.4236/oalib.1104449>.
- LIN, Q. & I. A. MENDELSSOHN, 2012. Impacts and recovery of the Deepwater Horizon oil spill on vegetation structure and function of coastal salt marshes in the northern Gulf of Mexico. **Environmental Science and Technology** 46(7): 3737-3743. DOI: <http://dx.doi.org/10.1021/es203552p>.
- LUO, W., R. A. VERWEIJ & C. A. M. GESTEL, 2014. Determining the bioavailability and toxicity of lead contamination to earthworms requires using a combination of physicochemical and biological methods. **Environmental Pollution** 185: 1-9. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.envpol.2013.10.017>.



- MAO, X., R. JIANG, W. XIAO & J. YU, 2015. Use of surfactants for the remediation of contaminated soils: a review. **Journal of Hazardous Materials** 285: 419-435. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2014.12.009>.
- MARIANO, A. P., A. P. A. G. KATAOKA, D. F. ANGELIS & D. M. BONOTTO, 2007. Laboratory study on the bioremediation of diesel oil contaminated soil from a petrol station. **Brazilian Journal of Microbiology** 38(2): 346-353. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-83822007000200030>.
- MINAI-TEHRANI, D., P. ROHANIFAR & S. AZAMI, 2015. Assessment of bioremediation of aliphatic, aromatic, resin, and asphaltene fractions of oil-sludge-contaminated soil. **International Journal of Environmental Science and Technology** 12(4): 1253-1260. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13762-014-0720-y>.
- MONTAGNOLLI, R. N., P. R. M. LOPES & E. D. BIDOIA, 2015. Screening the toxicity and biodegradability of petroleum hydrocarbons by a rapid colorimetric method. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology** 68(2): 342-353. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00244-014-0112-9>.
- MOSAED, H. P., S. SOBHANARDAKANI, H. MERRIKHPOUR, A. FARMANY, M. CHERAGHI & S. ASHORLO, 2015. The effect of urban fuel stations on soil contamination with petroleum hydrocarbons. **Iranian Journal of Toxicology** 9(30): 1378-1384.
- NAMKOOONG, W., E. Y. HWANG, J. S. PARK & J. Y. CHOI, 2002. Bioremediation of diesel-contaminated soil with composting. **Environmental Pollution** 119(1): 23-31. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0269-7491\(01\)00328-1](https://doi.org/10.1016/S0269-7491(01)00328-1).
- NTOUGIAS, S., P. MELIDIS, E. NAVROZIDOU & F. TZEGKAS, 2015. Diversity and efficiency of anthracene-degrading bacteria isolated from a denitrifying activated sludge system treating municipal wastewater. **International Biodeterioration & Biodegradation** 97: 151-158. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2014.11.009>.
- OIDE, S., W. GUNJI, Y. MOTEKI, S. YAMAMOTO, M. SUDA, T. JOJIMA, H. YUKAWA & M. INUI, 2015. Thermal and solvent stress cross-tolerance conferred to *Corynebacterium glutamicum* by adaptive laboratory evolution. **Applied and Environmental Microbiology** 81: 2284-2298. DOI: <https://doi.org/10.1128/AEM.03973-14>.
- PERMINOVA, I. V., N. Y. GRECHISHCHEVA & V. S. PETROSYAN, 1999. Relationships between structure and binding affinity of humic substances for polycyclic aromatic hydrocarbons: relevance of molecular descriptors. **Environmental Science and Technology** 33(21): 3781-3787. DOI: <https://doi.org/10.1021/es990056x>.
- RAMOS, J. L., M. S. CUENCA, C. MOLINA-SANTIAGO, A. SEGURA, E. DUQUE, M. R. GÓMEZ-GARCÍA, Z. UDAONDO & A. ROCA, 2015. Mechanisms of solvent resistance mediated by interplay of cellular factors in *Pseudomonas putida*. **FEMS Microbiology Reviews** 39(4): 555-566. DOI: <https://doi.org/10.1093/femsre/fuv006>.
- RODRIGUES, E. M., K. H. M. KALKS, P. L. FERNANDES & M. R. TÓTOLA, 2015a. Bioremediation strategies of hydrocarbons and microbial diversity in the Trindade Island shoreline – Brazil. **Marine Pollution Bulletin** 101(2): 517-525. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.10.063>.
- RODRIGUES, E. M., K. H. M. KALKS & M. R. TÓTOLA, 2015b. Prospect, isolation, and characterization of microorganisms for potential use in cases of oil bioremediation along the coast of Trindade Island, Brazil. **Journal of Environmental Management** 156: 15-22. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jenvman.2015.03.016>.
- RODRIGUES, E. M. & M. R. TÓTOLA, 2015. Petroleum: from basic features to hydrocarbons bioremediation in oceans. **Open Access Library Journal** 2(11): 1-17. DOI: <http://dx.doi.org/10.4236/oalib.1102136>.
- ROLING, W. F. M., M. G. MILNER, D. M. JONES, K. LEE, F. DANIEL, R. J. P. SWANNELL & I. M. HEAD, 2002. Robust hydrocarbon degradation and dynamics of bacterial communities during nutrient-enhanced oil spill bioremediation. **Applied and Environmental Microbiology** 68(11): 5537-5548. DOI: <http://dx.doi.org/10.1128/aem.68.11.5537-5548.2002>.
- RUBERTO, L., R. DIAS, B. A. LO, S. C. VAZQUEZ, E. A. HERNANDEZ & W. P. MAC CORMACK, 2009. Influence of nutrients addition and bioaugmentation on the hydrocarbon biodegradation of a chronically contaminated Antarctic soil. **Journal of Applied Microbiology** 106(4): 1101-1110. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2672.2008.04073.x>.
- SANNI, G. O., F. COULON & T. J. MCGENITY, 2015. Dynamics and distribution of bacterial and archaeal communities in oil-contaminated temperate coastal mudflat mesocosms. **Environmental Science and Pollution Research** 22(20): 15230-15247. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s11356-015-4313-1>.
- STRAUBE, W. L., J. JONES-MEEHAN, P. H. PRITCHARD & W. R. JONES, 1999. Bench-scale optimization of bioaugmentation strategies for treatment of soils contaminated with high molecular weight polyaromatic hydrocarbons. **Resources, Conservation and Recycling** 27(1-2): 27-37. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0921-3449\(98\)00083-4](https://doi.org/10.1016/S0921-3449(98)00083-4).
- STROUD, J. L., G. I. PATON & K. T. SEMPLE, 2007. Microbe-aliphatic hydrocarbon interactions in soil: implications for biodegradation and bioremediation. **Journal of Applied Microbiology** 102(5): 1239-1253. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2007.03401.x>.
- SUN, J., L. PAN, D. C. W. TSANG, Y. ZHAN, L. ZHU & X. LI, 2018. Organic contamination and remediation in the agricultural soils of China: a critical review. **Science of the Total Environment** 615: 724-740. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.09.271>.
- SUTTON, N. B., F. MAPHOSA, J. Á. MORILLO, W. ABU AL-SOUD, A. A. LANGENHOFF, T. GROTENHUIS, H. H. RIJNAARTS & H. SMIDT, 2013. Impact of long-term diesel contamination on soil microbial community structure. **Applied and Environmental Microbiology** 79(2): 619-630. DOI: <http://dx.doi.org/10.1128/AEM.02747-12>.



- UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (USEPA), 1996. **Method 9074**: Turbidimetric screening method for total recoverable petroleum hydrocarbons in soil. Government Printing Office, Washington.
- VAN DORST, J., S. D. SICILIANO, T. WINSLEY, I. SNAPE & B. C. FERRARI, 2014. Bacterial targets as potential indicators of diesel fuel toxicity in subantarctic soils. **Applied and Environmental Microbiology** 80(13): 4021-4033. DOI: <http://dx.doi.org/10.1128/AEM.03939-13>.
- VAN VEEN, J. A., L. S. VAN OVERBEEK & J. D. VAN ELSAS, 1997. Fate and activity of microorganisms introduced into soil. **Microbiology and Molecular Biology Reviews** 61(2): 121-135.
- VIEIRA, P. A., R. B. VIEIRA, F. P. FRANÇA & V. L. CARDOSO, 2007. Biodegradation of effluent contaminated with diesel fuel and gasoline. **Journal of Hazardous Materials** 140(1-2): 52-59. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jhazmat.2006.06.048>.
- VOGEL, T. M., 1996. Bioaugmentation as a soil bioremediation approach. **Current Opinion in Biotechnology** 7(3): 311-316. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0958-1669\(96\)80036-X](https://doi.org/10.1016/S0958-1669(96)80036-X).
- WANG, X., A. CAO, G. ZHAO, C. ZHOU & R. XU, 2017. Microbial community structure and diversity in a municipal solid waste landfill. **Waste Management** 66: 79-87. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2017.04.023>.
- WU, Y., Y. LUO, D. ZOU, J. NI, W. LIU, Y. TENG & Z. LI, 2008. Bioremediation of polycyclic aromatic hydrocarbons contaminated soil with *Monilinia* sp.: degradation and microbial community analysis. **Biodegradation** 19(2): 247-257. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10532-007-9131-9>.
- ZHANG, D. C., C. MORTELMAIER & R. MARGESIN, 2012. Characterization of the bacterial archaeal diversity in hydrocarbon-contaminated soil. **Science of the Total Environment** 421-422: 184-196. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.01.043>.

## Anatomia e morfometria cranianas de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae)

### Cranial anatomy and morphometry of *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae)

Mônica da Costa Lima<sup>1</sup>  | Erich de Freitas Mariano<sup>1</sup>  | Wenner Justino Bezerra de Brito<sup>1</sup>  |  
Joyce Galvão de Souza<sup>1</sup>  | Artur da Nóbrega Carreiro<sup>1</sup> 

<sup>1</sup>Universidade Federal de Campina Grande. Patos, Paraíba, Brasil

**Resumo:** Animais granívoros são frequentemente encontrados entre os mais abundantes em regiões secas. Essa estratégia alimentar parece ser bem-sucedida para *Coryphospingus pileatus*, por conta da disponibilidade, diversidade e estabilidade de sementes. No entanto, a anatomia craniana desta espécie é pouco conhecida. Assim, descrevemos a osteologia craniana de *C. pileatus*, uma ave granívora-insetívora da região neotropical, bem como aferir seus dados craniométricos, entender um pouco da relação entre o crânio, a alimentação e a ecologia da espécie e identificar características que podem ser usadas em estudos futuros. Foram utilizados quatro espécimes, dissecados, descritos, mensurados, pesados e desenhados. As estruturas observadas no crânio de *C. pileatus* apresentam particularidades da espécie e características encontradas em outras da ordem Passeriformes. As principais particularidades anatômicas estão no bico, tais como o bico cônico, robusto e com laterais afiadas, associado ao hábito de descascar sementes, e órbitas, por meio das quais é possível estabelecer uma relação com a ecologia e o comportamento da espécie. Portanto, trabalhos de anatomia e morfologia são importantes no aprofundamento dos conhecimentos, fornecendo mais informações para estudos posteriores e mais abrangentes.

**Palavras-chave:** Crânio. Craniometria. Aves.

**Abstract:** Granivorous animals are among the most abundant in dry regions where, this feeding strategy seems to be successful because of the availability, diversity and stability of seed resources. This feeding strategy is successful for *Coryphospingus pileatus*. However, the cranial anatomy of this species is little known. The aim of this paper was to describe the cranial osteology of *C. pileatus*, a granivorous-insectivorous bird from the neotropical region, to measure its craniometric data and to understand a little about the relationship among the skull, feeding behavior, and ecology of the species and to identify which characteristics can be used in future studies. Four specimens were used, which were dissected, described, measured, weighed, and drawn. The structures observed in the cranium of *C. pileatus* present particularities of the species and characteristics found in the other passerines. The main anatomical features are in the beak, such as the conical beak, robust and with sharp edges associated with the habit of peeling seeds, and orbits, in which there is a possible relation with the ecology and behavior of the species. Studies of anatomy and morphology are important in deepening our knowledge, providing more background information for further comprehensive studies.

**Keywords:** Skull. Craniometric measurements. Birds.

---

LIMA, M. C., E. F. MARIANO, W. J. B. BRITO, J. G. SOUZA & A. N. CARREIRO, 2019. Anatomia e morfometria cranianas de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 245-253.

Autora para correspondência: Mônica da Costa Lima. Rua Donato Locio, s/n – Jatobá. Patos, PB, Brasil. CEP 58700-000 (monicalima145@gmail.com).

Recebido em 10/11/2018

Aprovado em 18/06/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUÇÃO

Dados morfológicos, principalmente osteológicos, foram muito usados desde o século XIX para que se pudesse estabelecer e organizar relações ou caracterizar semelhanças entre os inúmeros táxons de aves. Além de serem facilmente aferidos (Pascotto *et al.*, 2006), esses dados biométricos auxiliam na caracterização de padrões que podem ser correlacionadas quanto aos aspectos fisiológicos, taxonômicos e ecológicos, os quais se adaptam no decorrer do processo evolutivo (Dunning Jr., 2008). Da mesma forma, nos traços anatômicos tróficos, os padrões ecomorfológicos evolutivos são particularmente claros (Corbin *et al.*, 2015).

Neste contexto, as aves possuem um dos crânios mais altamente especializados entre os vertebrados existentes (Feduccia, 1986). Segundo Pascotto *et al.* (2006, p. 842), “o crânio é a unidade esquelética que mais apresenta variações morfológicas entre as famílias e ordens, refletindo especializações aos mais variados hábitos alimentares”. Vale ressaltar que o estudo da anatomia das aves é de fundamental importância sob vários aspectos, pois possibilita maior compreensão dos mecanismos relacionados à vida desses animais, como o voo e a alimentação (Flausino Jr. *et al.*, 1999). Diante disso, o crânio das aves pode ser uma fonte segura para análises cladísticas e construção de árvores filogenéticas.

A família Thraupidae (Passeriformes, Passeri) apresenta 408 espécies, distribuídas em 105 gêneros. Um dos representantes dela é *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821), uma ave neotropical pertencente também à subfamília Tachyphoninae, que habita terras baixas e regiões áridas, geralmente bosques abertos e matagais secos (Jaramillo, 2018). A espécie é predominantemente granívora-insetívora, apresentando hábitos alimentares de esmagar sementes com o bico (Araújo *et al.*, 2017).

*C. pileatus* é uma ave de pequeno porte (com cerca de 13,5 cm e 12-18 g), apresentando cauda e crista curtas, assim como bico robusto e curvado (Jaramillo, 2018). A espécie apresenta dimorfismo sexual, sendo o macho mais vistoso e apresentando crista preta com faixa vermelha intensa no centro (Jaramillo, 2018). A fêmea, por sua vez,

apresenta coloração castanho-acinzentada, assim como o juvenil (Jaramillo, 2018).

Animais granívoros estão frequentemente entre os mais abundantes em regiões secas. Essa estratégia parece ser bem-sucedida, por conta da disponibilidade, diversidade e estabilidade de tal recurso (Brown *et al.*, 1979). Seu aparecimento é frequentemente relacionado ao surgimento e à disseminação de plantas anuais, como gramíneas (Wing & Tiffney, 1987). Estudos anatômicos com aves granívoras são escassos, o que dificulta comparações e ressalta a importância da realização deles.

Diante disso, o presente artigo objetivou descrever a osteologia craniana em *C. pileatus*, aferir seus dados craniométricos, ampliando os conhecimentos acerca da anatomia dos Passeriformes granívoros, buscando entender, assim, um pouco da relação entre o crânio, a alimentação e a ecologia da espécie, bem como identificar caracteres que possam ser usados em estudos futuros.

## METODOLOGIA

O estudo foi realizado na Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), no Centro de Saúde e Tecnologia Rural (CSTR), no Laboratório de Ornitologia e Biologia da Conservação (LabOrnito), *campus* Patos, no estado da Paraíba. As atividades do presente artigo estão vinculadas à licença de pesquisa número 24541-1 do SISBIO.

Para o estudo, foram utilizados os crânios de quatro exemplares de *Coryphospingus pileatus*, correspondendo a um macho e três fêmeas. Tais espécimes utilizados morreram em rede de neblina durante coletas realizadas na fazenda Aba. A primeira parte do processamento do material consistiu na desarticulação dos crânios da primeira vértebra cervical e na posterior remoção da pele, dos músculos e da fáscia com instrumentos de dissecação. Em seguida, os crânios passaram por uma limpeza com formigas durante dois dias. Após limpos, foram submetidos a um processo de clareamento com peróxido de hidrogênio a 3%, feito de acordo com Ladeira & Höfling (2007).

O processo de descrição dos crânios foi realizado com auxílio de lupa da marca Quimis e modelo Motic. A nomenclatura utilizada na descrição dos ossos e em suas particularidades seguiu a *anatomica avium* (Baumel *et al.*, 1993), com as devidas correções propostas por Posso & Donatelli (2005). Na craniometria, foi utilizado paquímetro digital (da marca Nove54, de precisão de 0,01 mm). Foram aferidos o comprimento, a altura e a largura de diversas estruturas cranianas com base em Rando *et al.* (2017) e Souza *et al.* (2017a, 2017b), sendo que todas as medidas foram verificadas pelo mesmo pesquisador, a fim de evitar erros de amostragem. Nesta etapa, foram aferidas três medidas de acordo com a estrutura por espécime e foram apontadas as médias. Para as medidas do bico, foi removida a ranfoteca dos exemplares, a fim de aferir apenas as estruturas ósseas com maior precisão. Os crânios foram pesados com auxílio de minibalança digital (Caratscale-Capacity: 20gX0.001g), sendo, por fim, desenhados com auxílio de câmara clara (Motic, MLC-150C).

O crânio das aves apresenta um fusionalmento ósseo que dificulta a identificação separada de alguns ossos (Feduccia, 1986), por esse motivo, foram utilizadas regiões ósseas, como proposto por Donatelli (1992).

## RESULTADOS

Os crânios de *Coryphospingus pileatus* dissecados apresentam estrutura delicada, com ossos extremamente leves e delgados. Eles possuem particularidades encontradas nas demais espécies de passeriformes, contudo, existem também aspectos relacionados à questão alimentar da espécie, os quais são descritos e ilustrados a seguir.

## NEUROCRÂNIO

O neurocrânio é composto pelos ossos frontal (F) (Figuras 1 e 5), occipital, parietal (P) (Figuras 1, 4 e 5), e esfenóide circundando o encéfalo e o protegendo. O osso frontal forma a região rostral do teto da caixa craniana, e

está em contato caudalmente com o osso parietal e rostralmente com a fissura zona flexória craniofaciais (FZFC) (Figuras 1, 2 e 5). Na região lateral, ele está em contato com o osso lacrimal (L) (Figura 1) e, na região ventral, funde-se ao septo interorbital (SI) (Figura 2). Os locais de contato entre os ossos mostraram-se de difícil identificação, principalmente na transição entre o frontal e o parietal, devido ao fusionalmento ósseo, sendo o frontal extenso e quase plano, com uma leve sutura medial (MS) (Figuras 1 e 5) próximo às órbitas. Tais ossos formam toda a região dorsal das órbitas e uma parte da porção caudal da mesma.

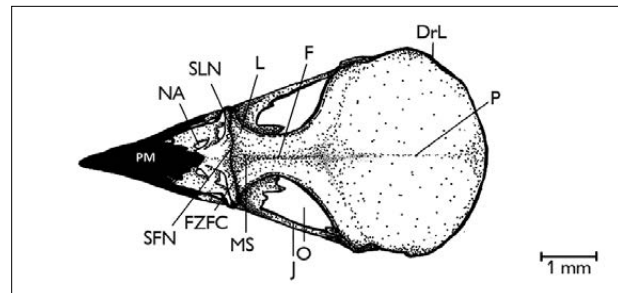


Figura 1. Vista dorsal do crânio de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: F = frontal; L = lacrimal; J = barra jugal; NA = narina; PM = pré-maxilar; FZFC = fissura zona flexória craniofaciais; SFN = sutura frontonasal; SLN = sutura lacrimonasal; DrL = depressão lateral; MS = sutura medial do frontal; O = órbita; P = parietal.

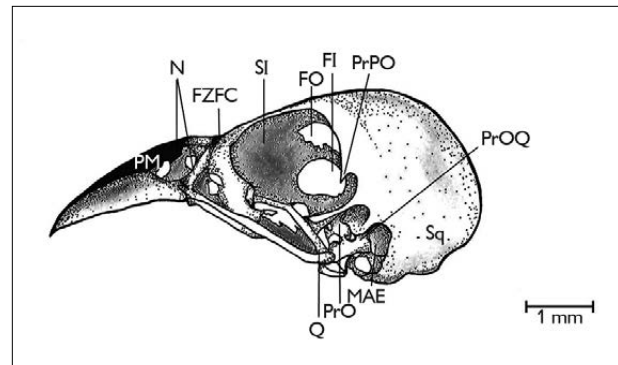


Figura 2. Vista lateral do crânio de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: Sq = esquamosal; Q = quadrado; MAE = meato acústico externo; FI = frontículo interorbital; FO = forame óptico; PrO = processo orbital do quadrado; PrOQ = processo óptico do quadrado; PrPO = processo pós-orbital; SI = septo interorbital; FZFC = fissura zona flexória craniofaciais; N = nasais; PM = pré-maxilar.

As regiões parietal e occipital formam a porção dorsocaudal da caixa craniana, delimitada caudalmente pela crista nugal transversa (CrNT) (Figura 4), que aparece na espécie em estudo de forma estreita e pouco proeminente. Lateralmente, na região ventral, há contato com o osso esquamosal (Sq) (Figura 2), que se apresenta de forma sutil, dificultando sua identificação. A proeminência cerebelar (PC) (Figuras 2 e 4) mostrou-se como uma estrutura elevada no centro da região occipital, havendo contato, na porção superior, com a região parietal.

A região occipital apresenta estruturas pouco proeminentes ou depressões sutis, sendo, então, relativamente uniforme. Não apresenta osso supraoccipital, sendo, assim, presente na porção central a proeminência cerebelar e, logo abaixo, o forame magno (FM) (Figuras 3 e 4). O exoccipital (EX) (Figuras 3 e 4) está localizado na lateral da proeminência cerebelar, apresentando uma leve depressão. O forame magno tem formato aproximado de um círculo e está localizado na região ventral do crânio; logo abaixo dele, há o côndilo occipital (CO) (Figuras 3 e 4). A fossa subcondilar (FSC) (Figura 3) pode ser observada

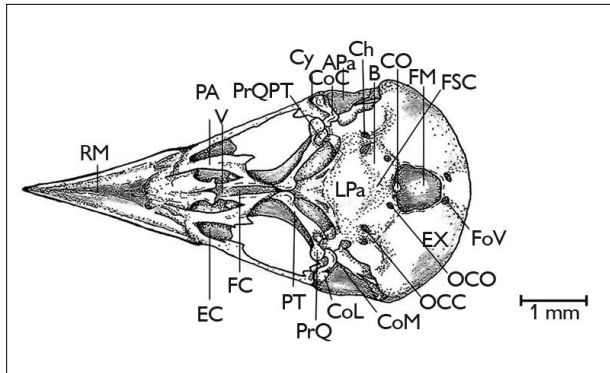


Figura 3. Vista ventral do crânio de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: APa = ala paraesfenoidal; B = basioccipital; LPa = lâmina paraesfenoidal; Ch = canal do nervo hipoglosso; OCC = óstio do canal carotídeo; OCO = óstio do canal oftálmico; FoV = forame do nervo vago; FM = forame magno; CO = côndilo occipital; CoC = côndilo caudal do quadrado; CoL = côndilo lateral do quadrado; CoM = côndilo medial do quadrado; Cy = cotila quadrado jugal; PrQPT = processo do quadrado pterigoide; PrQ = processo do quadrado; EX = exoccipital; FC = fossa coanal; PT = pterigoide; RM = rostrum maxilar; V = vômer; PA = palatino; EC = ectemoide; FSC = fossa subcondilar.

logo abaixo do côndilo do occipital, evidenciando-se pouco profunda nos exemplares deste estudo.

Observou-se também o forame do nervo vago (FoV), o óstio do canal carotídeo (OCC), o óstio do canal oftálmico (OCO) e o canal do nervo hipoglosso (Ch) (Figura 3), todos evidentes e localizados na porção ventral do crânio. Tais forames ora citados estão localizados no osso basioccipital (B) (Figura 3). Posterior a este, pode-se visualizar a lâmina paraesfenoidal (LPa) (Figura 3), com formato semitriangular, formando boa parte da base da caixa craniana.

### ESPLANCNOCRÂNIO

A região orbital (O) (Figura 1) apresenta formato circular, com altura e largura semelhantes entre os indivíduos estudados (Tabela 1) ocupando uma área grande do crânio, as quais encontram-se lateralizadas.

No septo interorbital, podem ser observados dois forames caudais, sendo um deles o forame óptico (FO) (Figura 2), que, para *C. pileatus*, é bastante amplo e configura-se como o caminho por onde passa o nervo óptico. Nessa região, há também uma abertura bem pronunciada ligando o septo interorbital à região do encéfalo, o forame orbitocranial (FOC) (Figura 5). O segundo forame é o frontículo interorbital (FI) (Figura 2), mais desenvolvido no septo interorbital do que o forame óptico.

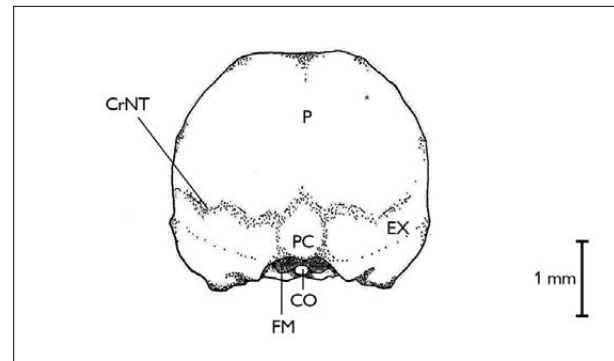


Figura 4. Vista caudal do crânio de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: CrNT = crista nugal transversa; CO = côndilo occipital; P = parietal; EX = exoccipital; FM = forame magno; PC = proeminência cerebelar.

Tabela 1. Médias craniométricas dos espécimes e desvio padrão (DP). Medidas aferidas em milímetros.

Variáveis	Macho1	DP	Fêmea1	DP	Fêmea2	DP	Fêmea3	DP
Altura do crânio	11,267	0,115	12,2	0,173	12,167	0,231	11,967	0,058
Largura do crânio	13,600	0,100	13,7	0,173	14,133	0,058	13,833	0,058
Comprimento do crânio	26,567	0,058	27,067	0,115	27,467	0,058	26,967	0,115
Crânio sem bico	18,733	0,208	18,433	0,252	18,667	0,058	18,267	0,058
Região cranioflexora até a ponta do bico	11,167	0,058	12,233	0,115	10,967	0,058	12,233	0,058
Pré-maxilar ventral	5,167	0,058	5,367	0,058	5,2	0	5,333	0,058
Comprimento da narina	3,800	0,000	3,567	0,115	3,533	0,058	3,667	0,153
Largura da narina	2,067	0,058	2,033	0,115	2,1	0,1	2,267	0,058
Largura pré-maxilar	5,133	0,058	5,067	0,058	4,6	0	4,2	0,1
Comprimento pré-maxilar	5,433	0,058	5	0,1	5,033	0,058	5,333	0,115
Comprimento da mandíbula	19,067	0,115	18,633	0,115	18,267	0,058	19,167	0,058
Largura máxima da sínfise	6,833	0,058	6,3	0	6,433	0,058	6,7	0
Altura mínima do ramo mandibular	2,600	0,100	2,633	0,058	2,633	0,058	2,667	0,058
Altura máxima do ramo mandibular	2,467	0,058	2	0	2,3	0,1	2,4	0,1
Altura mandibular mínima da cotila lateral	2,167	0,058	1,667	0,115	1,767	0,058	2,1	0
Comprimento da cotila lateral	3,600	0,100	3,433	0,058	3,3	0,1	3,9	0
Largura máxima da mandíbula	12,567	0,058	11,633	0,115	11,5	0,608	12,1	0
Comprimento da órbita	8,500	0,100	8,567	0,058	8,267	0,058	8,9	0,173
Altura da órbita	7,833	0,058	8,5	0,1	7,967	0,058	7,933	0,058
Distância entre órbitas	3,167	0,058	2,8	0,000	2,967	0,058	2,933	0,115
Largura do forame magno	3,000	0,100	2,8	0,1	2,967	0,058	3,067	0,058
Altura do forame magno	2,333	0,058	2,433	0,058	2,467	0,058	2,633	0,058

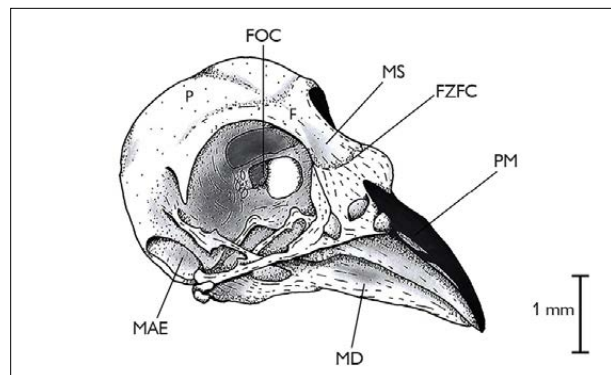


Figura 5. Vista rostralateral do crânio de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: FOC = forame orbitocranial; P = parietal; F = frontal; MAE = meato acústico externo; PM = pré-maxilar; FZFC = fissura zona flexória craniofaciais; MS = sutura medial do frontal; MD = mandíbula.

O processo pós-orbital (PrPO) (Figura 2) pode ser observado na lateral mais caudal das órbitas, fusionado com o parietal, sendo que o septo interorbital está próximo a tal processo, que, em vista dorsal, é pouco evidente. Este processo vai se afinando em direção à sua extremidade ventral, com distância média de  $4,14 \pm 2$  da barra jugal, a qual é reta e conecta-se na porção ventral ao pré-maxilar (PM) (Figuras 1, 2 e 5) e na porção caudal ao quadrado, executando função importante na movimentação do bico. O osso lacrimal está situado na porção rostralateral do crânio, próximo à órbita, estando articulado ao osso nasal (N) (Figura 2) por meio da sutura lacrimonasal (SLN) (Figura 1), que é bastante evidente.

Há contato também com a fissura zona flexória craniofacialis, não tendo sido observado processo supraorbital.

O osso quadrado (Q) (Figura 2) está localizado entre a mandíbula e o crânio, apresentando o corpo do quadrado, que é a zona central de onde saem os processos orbital (PrO) (Figura 2), na região medial, ótico (PrOQ) (Figura 2), na região dorsal, projetado caudalmente, e mandibular, na região ventral. O processo orbital do quadrado é a porção que se projeta dorsalmente em direção à órbita, sendo bem desenvolvido e apresentando-se mais internamente. O processo ótico do quadrado é menos desenvolvido do que o orbital e faz contato com a caixa craniana em dois pontos distintos, os capítulos esquamosal e ótico. No processo mandibular, foi identificado apenas um côndilo, sendo a região de contato com a barra jugal denominada de cotila quadrado jugal (Cy) (Figura 3). Há também a área de articulação do quadrado com o osso pterigoide, denominado processo do quadrado pterigoide (PrQP) (Figura 3).

O pterigoide (PT) (Figura 3) articula-se com o osso quadrado e com o rostro paraesfenoide. Este contato ocorre por volta da metade do rostro paraesfenoide, tendo, assim, um espaço bem pronunciado entre o pterigoide e o osso palatino (PA) (Figura 3) em sua porção mais caudal. A região do palato é constituída pelos ossos palatino, vômer (V) (Figura 3) e pterigoide, que não são bem pronunciados devido à presença de grandes espaços na região ventral do crânio e também em razão de ambas as estruturas terem contato com o rostro paraesfenoide. O osso vômer é uma lâmina estreita que se situa logo após a fossa ventral, entre os palatinos.

A parte superior da maxila é formada por um fusionamento dos ossos nasal, maxilar e pré-maxilar, e apresenta em *C. pileatus* formato de triângulo isósceles, tendo suas bordas laterais afiadas. O bico é forte, com uma leve curvatura na porção distal. As narinas são elípticas (NA) (Figura 1). Na mandíbula (MD) (Figuras 5, 6 e 7), é possível visualizar uma sutura entre os ossos suprangular (SA) (Figura 7) e dental (D) (Figura 7). Em vista lateral, é

possível localizar o processo coronoide 1 (PrC1) (Figura 7) pouco desenvolvido. Em vista dorsal, observa-se a cotila lateral (CL) (Figura 6) pouco evidente, bem como o processo articular da mandíbula bem mais desenvolvido do que o processo medial da mandíbula (PMM) (Figura 6). A altura da mandíbula contribui pouco para a altura total do crânio, e a região intermediária é achatada lateralmente.

## CRANIOMETRIA

Os valores craniométricos aferidos estão dispostos na Tabela 1 junto com os respectivos desvios padrões. No macho analisado, o peso do crânio foi de 0,274 g e, nas fêmeas, foi de 0,1915 DP  $\pm$  0,05. Não foram observadas diferenciações métricas e de peso significativas entre o macho e as fêmeas.

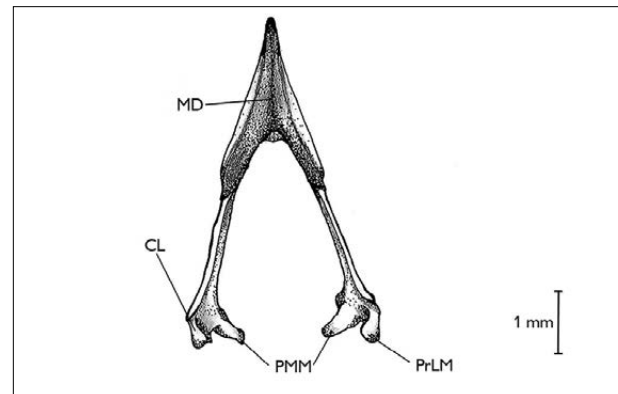


Figura 6. Vista dorsal da mandíbula de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: PMM = processo medial da mandíbula; MD = mandíbula; CL = cotila lateral; PrLM = processo mandibular medial.

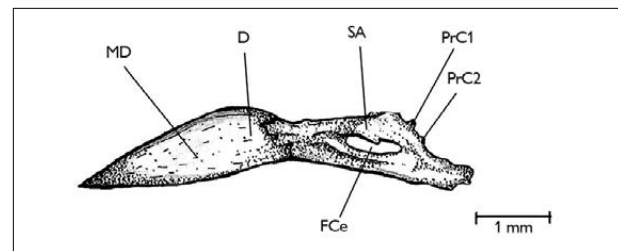


Figura 7. Vista lateral da mandíbula de *Coryphospingus pileatus* (Wied, 1821). Legendas: PrC1 = processo coronoide 1; PrC2 = processo coronoide 2; FCe = fenestra caudal; D = dental; SA = suprangular; MD = mandíbula.



## DISCUSSÃO

Trabalhos anatômicos envolvendo aves granívoras são bastante escassos, o que dificulta comparações dentro da guilda trófica. A descrição do crânio de *C. pileatus* revela alguns caracteres semelhantes em relação a outros grupos de aves no que concerne a certas particularidades. Nas aves, a região frontal é frequentemente descrita contendo uma região óssea côncava (Donatelli, 1997), sendo o mesmo observado em *C. pileatus* e descrito neste artigo como sutura medial do frontal, conforme sugerido por Posso & Donatelli (2005). Na região parietal, caudalmente pode ser observado o contato entre os ossos parietal e occipital na crista nugal transversa, como verificado em *Megaxenops paraguayae* Reiser, 1905 (Donatelli & Marceliano, 2007), no gênero *Sclerurus* (Guzzi *et al.*, 2016) e em Anhimidae (Previatto, 2012). O pterigoide articula-se com o osso quadrado e com o rostoparaesfenoidal, como descrito por Guzzi *et al.* (2014a) em relação a *Micrastur ruficollis* (Vieillot, 1817).

Nas órbitas, destaca-se o septo interorbital com presença de dois forames, como em *Cyclarhis gujanensis* (Gmelin, 1789) (Previatto & Posso, 2015). Em algumas espécies, o septo interorbital contém apenas o único e pouco desenvolvido forame do nervo ótico, como observado em Bucconidae (Ladeira & Höfling, 2007). Estes dois forames também foram observados em *Pyrrhula crassa* (Rando *et al.*, 2017), sendo que nele o frontículo órbito cranial é pouco desenvolvido. *Coryphospingus pileatus* apresenta também o forame órbito cranial na região caudal da órbita, ligando-a à região do encéfalo. O processo pós-orbital curto e mais desenvolvido na base assemelha-se a algumas aves do gênero *Sclerurus* (Guzzi *et al.*, 2016) e a *Megaxenops paraguayae* Reiser, 1905 (Donatelli & Marceliano, 2007).

O bico de *C. pileatus* é consideravelmente cônico, robusto, curvado e afiado nas bordas. Esta característica está ligada aos hábitos alimentares, que consistem em consumir sementes descascadas com o bico e, por esse motivo, foram selecionadas maxilas mais curtas e robustas que concentram as forças de fechamento na base do bico (Kardong, 2016).

Um bico também fusionado e forte pode ser visualizado em *Cyclarhis gujanensis* (Previatto & Posso, 2015), no entanto, nesta espécie está associado aos processos, às fossas e à musculatura dela, que permitem a captura de presas grandes para uma ave de pequeno porte. A mandíbula com os dois ramos evidentes e com uma fenestra mandibular também pode ser observada em *Cyclarhis gujanensis* (Previatto & Posso, 2015). Por outro lado, nas aves do gênero *Sclerurus*, a fenestra mandibular é reduzida (Guzzi *et al.*, 2016). A barra jugal reta e conectada à porção ventral à maxila superior e à porção caudal ao quadrado executa função importante na movimentação do bico. Além disso, o osso quadrado, junto a outras características, como a fissura zona flexória craniofacial, possibilita às aves a capacidade de craniocinese (Guzzi *et al.*, 2014b). Nesse contexto, pode ser observada a influência dos aspectos ecológicos e alimentares sob a anatomia da mandíbula das aves.

As cavidades orbitais grandes conseguem acomodar as grandes órbitas, como mencionado por Sanches & Godoy (2014), e as estruturas presentes entre os olhos em outros grupos, nas aves, foram achatadas ou deslocadas, permitindo este maior espaço orbital (Souza *et al.*, 2017a). Em *C. pileatus*, se relacionarmos a largura da órbita com o comprimento máximo do crânio, esta estrutura corresponde a 30% do comprimento total do crânio. As órbitas também podem estar ligadas aos hábitos da espécie: para Nictibiidae, as órbitas são maiores e relacionadas a atividades em ambientes com pouca ou nenhuma luz (Costa & Donatelli, 2009).

Comparando-se a largura do forame magno com a largura total da região caudal do crânio, observa-se que tal estrutura ocupa cerca de 18,8% do total, semelhante ao valor observado em *Forpus xanthopterygius* (Spix 1824) (18,2%) (Souza *et al.*, 2017b), diferenciando-se do valor de 20,2% encontrado para *Diopsittaca nobilis* (Linnaeus, 1758) (Souza *et al.*, 2017a).

Conclui-se, então, que a osteologia craniana de *C. pileatus* assemelha-se fortemente com a de diversos passeriformes descritos na literatura, como *Megaxenops paraguayae*, *Sclerurus* sp., *Cyclarhis gujanensis* (Gmelin, 1789)

e *Pyrrhula crassa*; em alguns aspectos, assemelha-se a outros grupos de aves, como os Falconiformes, Anhimidae, Cathartidae, Bucconidae e Psittacidae. No entanto, podem ser observadas particularidades anatômicas da espécie fortemente associadas à sua ecologia e aos seus hábitos, como o bico e as órbitas. Trabalhos de anatomia e de morfologia são importantes no aprofundamento dos conhecimentos, fornecendo mais informações que funcionem como base para estudos posteriores, mais abrangentes, tais como pesquisas morfofuncionais e filogenéticas utilizando principalmente as particularidades da espécie. Os conhecimentos anatômicos também são essenciais para tratamentos, diagnósticos e cuidados gerais de médicos veterinários especializados, que atuam em clínica de animais selvagens.

## REFERÊNCIAS

- ARAÚJO, H. F. P., A. H. VIEIRA-FILHO, M. R. V. BARBOSA, J. A. F. DINIZ-FILHO & J. M. C. SILVA, 2017. Passerine phenology in the largest tropical dry forest of South America: effects of climate and resource availability. **Emu - Austral Ornithology** 117(1): 78-91. DOI: <https://doi.org/10.1080/01584197.2016.1265430>.
- BAUMEL, J. J., A. S. KING, J. E. BREAZILE, H. E. EVANS & J. C. VAN DEN BERGE (Ed.), 1993. **Handbook of avian anatomy: Nomina Anatomica Avium**: 2. ed.: 1-779. Nuttall Ornithological Club (Publication, n. 23), Cambridge.
- BROWN, J. H., O. J. REICHMAR & D. W. DAVIDSON, 1979. Granivore in desert ecosystems. **Annual Review of Ecology and Systematics** 10: 201-227.
- CORBIN, E. C., L. K. LOWENBERGER & B. L. GRAY, 2015. Linkage and trade-off in trophic morphology and behavioral performance of birds. **Functional Ecology** 29(6): 808-815. DOI: <https://doi.org/10.1111/1365-2435.12385>.
- COSTA, T. V. V. & R. J. DONATELLI, 2009. Osteologia craniana de Nictibiidae (Aves, Caprimulgiformes). **Papéis Avulsos de Zoologia** 9(21): 257-275.
- DONATELLI, R. J., 1992. Cranial osteology and myology of the jaw apparatus in the Galbulidae (Aves: Piciformes). **Arquivos de Zoologia** 32(1): 1-32. DOI: <https://doi.org/10.11606/issn.2176-7793.v32i1p1-32>.
- DONATELLI, R. L., 1997. Osteologia e miologia cranianas de Dendrocolaptidae (Passeriformes, Tyranni) 1. Gêneros *Glyphorhynchus*, *Campylorhynchus*, *Dendrocincla*, *Xiphorhynchus* e *Dendrocolaptes*. **Ararajuba** 5: 19-37.
- DONATELLI, R. L. & M. L. V. MARCELIANO, 2007. Osteologia e miologia cranianas de *Megaxenops paraguayae* (Furnariidae: Philydorinae). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 2(1): 183-215.
- DUNNING JR., J. B., 2008. **CRC handbook of avian body masses**: 2. ed. CRC Press, Boca Raton/Ann Arbor/London/Tokyo.
- FEDUCCIA, A., 1986. Osteologia das aves. In: R. GETTY (Ed.): **Anatomia dos animais domésticos**: 5. ed.: 1680-1690. Interamericana, Rio de Janeiro.
- FLAUSINO JR., O. A., R. J. DONATELLI & C. C. PASCOTTO, 1999. Osteologia e miologia cranianas de *Momotus momota* (Caraciformes: Momotidae). **Ararajuba** 7(2): 109-124.
- GUZZI, A., F. C. V. SANTOS, G. J. B. C. FERREIRA & R. J. DONATELLI, 2014a. Comparative analysis of the cranial osteology and evolutionary traits of *Micrastur gilvicollis*, *Micrastur ruficollis* and *Micrastur semitorquatus* (Aves: Falconiformes). **Revista Nordestina de Zoologia** 8: 70-88.
- GUZZI, A., M. S. NASCIMENTO, S. P. LIMA, S. S. SANTOS & R. J. DONATELLI, 2014b. Osteologia craniana e aspectos evolutivos de *Mycteria* (Aves: Ciconiidae). **Revista Nordestina de Biologia** 23: 85-102.
- GUZZI, A., M. S. D. BRANCO & R. J. DONATELLI, 2016. Cranial osteology of the genus *Sclerurus* (Passeriformes: Furnariidae). **Revista de Biologia Tropical** 64(3): 1155-1170. DOI: <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v64i3.21094>.
- JARAMILLO, A., 2018. Pileated Finch (*Coryphospingus pileatus*). In: J. DEL HOYO, A. ELLIOTT, J. SARGATAL, D. A. CHRISTIE & E. JUANA (Ed.): **Handbook of the birds of the world alive**. Lynx Edicions, Barcelona. Disponível em: <https://www.hbw.com/node/62095>. Acesso em: 23 julho 2018.
- KARDONG, K. V., 2016. **Vertebrados: anatomia comparada, função e evolução**: 7. ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro.
- LADEIRA, L. M. C. E. B. & E. HÖFLING, 2007. Osteologia craniana de Bucconidae. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 2(1): 117-153.
- PASCOTTO, M. C., E. HOFLING & R. J. DONATELLI, 2006. Osteologia craniana de Coraciiformes (Aves). **Revista Brasileira de Zoologia** 23(3): 841-864. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81752006000300032>.
- POSSO, S. R. & R. J. DONATELLI, 2005. Skull and mandible formation in the Cuckoo (Aves, Cuculidae): contributions of the musculature in avian osteology and systematics. **European Journal of Morphology** 42(4-5): 163-172. DOI: <http://dx.doi.org/10.1080/09243860500315507>.
- PREVIATTO, D. M., 2012. **Osteologia craniana da família Anhimidae (Aves: Anseriformes)**. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu.



PREVIATTO, D. M. & S. R. POSSO, 2015. Osteology of *Cyclarhis gujanensis*. **Papéis Avulsos de Zoologia** 55: 255-260.

RANDO, J. C., H. PIEPER, S. L. OLSOL, F. FERREIRA & J. A. ALCOVER, 2017. A new extinct species of large bullfinch (Aves: Fringillidae: Pyrrhula) from Graciosa Island (Azores, North Atlantic Ocean). **Zootaxa** 4282(3): 567-583. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.4282.3.9>.

SANCHES, T. C. & S. N. GODOY, 2014. Passeriformes (canários, sabiás, pássaro-preto, trinca-ferro). In: Z. S. CUBAS, J. C. R. SILVA & J. L. C. DIAS (Ed.): **Tratado de animais selvagens - medicina veterinária**: 2. ed. Roca, São Paulo.

SOUZA, J. G., A. N. CARREIRO, B. M. R. FALCÃO, M. G. OLIVEIRA, A. K. R. VIEIRA, J. R. S. SANTOS, G. X. MEDEIROS & D. J. A. MENEZES, 2017a. Aspectos anatômicos e morfométricos do crânio de maracanã-pequena – *Diopsitta canobilis* Linnaeus, 1758. **Pubvet** 11(9): 848-853. DOI: <http://dx.doi.org/10.22256/pubvet.v11n9.848-853>.

SOUZA, J. G., A. N. CARREIRO, A. Y. F. L. SALLES, M. B. S. FIGUERÊDO, E. H. F. ABRANTES, J. R. S. SANTOS & D. J. A. MENEZES, 2017b. Morfometria e craniometria de Tuim-de-asa-azul (*Forpus xanthopterygius* Spix, 1824). **Pubvet** 11(4): 393-398. DOI: <http://dx.doi.org/10.22256/pubvet.v11n4.393-398>.

WING, S. L. & B. H. TIFFNEY, 1987. Interactions of angiosperms and herbivorous tetrapods through time. In: E. M. FRIIS, W. G. CHALONER & P. R. CRANE (Ed.): **The origins of angiosperms and their biological consequences**: 203-224. Cambridge University Press, Cambridge.



## A relação entre as mudanças na paisagem e a vazão da bacia do rio Capim, Pará, Brasil

### The relationship between the changes in the landscape and the discharge of the Capim River Basin, Pará, Brazil

Gustavo Francesco de Moraes Dias<sup>I</sup> | Aline Maria Meiguins de Lima<sup>II</sup> |  
Milena de Nazaré Silva Santos<sup>II</sup> | Paulo Eduardo Silva Bezerra<sup>II</sup>

<sup>I</sup>Instituto Federal do Pará. Parauapebas, Pará, Brasil

<sup>II</sup>Universidade Federal do Pará. Belém, Pará, Brasil

**Resumo:** As implicações ocasionadas pelas mudanças no uso e na cobertura da terra têm afetado o comportamento de bacias hidrográficas. Neste contexto, o estudo teve como objetivo analisar a relação entre a vazão e as métricas de paisagem, para os anos de 2004, 2008, 2010 e 2014, na bacia do rio Capim, localizada no nordeste do estado do Pará. Para isso, utilizou-se métricas de paisagem, a fim de relacioná-las com a vazão do rio. Com base na relação entre as análises das métricas de paisagem e o escoamento, foi possível identificar que os índices de total de bordas (TE) e de agregação (AI) são os que melhor se associam às mudanças no regime de vazão da bacia hidrográfica. Desse modo, pode-se verificar que a fragmentação das classes floresta e pastagem possui papel fundamental na alteração hídrica da bacia. Portanto, as alterações nessas classes ao longo da bacia associam-se ao desenvolvimento da pecuária, a qual impulsiona a economia dos municípios da região, todavia, tem favorecido o desmatamento e a fragmentação florestal, comprometendo o cenário hídrico local. Os índices de mensuração da paisagem mostraram-se uma metodologia vantajosa para o entendimento da dinamicidade de usos e de interferências antrópicas atuantes na bacia hidrográfica.

**Palavras-chave:** Dinâmica da paisagem. Fragmentação florestal. Comportamento hidrológico.

**Abstract:** The implications of changes in land use and land cover have affected river basin behavior. In this context, the study aimed to analyze the relationship between discharge rate and landscape metrics for the years 2004, 2008, 2010 and 2014 in the Capim River basin, located in the northeast of the state of Pará. Landscape metrics in order to relate them to the discharge rate of the Capim River. Based on the relationship between the analysis of landscape metrics and runoff, it was possible to identify that the total edge (TE) and aggregation (AI) indices are the ones that are best associated with changes in the watershed flow regime. Thus, it can be verified that the fragmentation of the forest and pasture classes has a fundamental role in the basin water alteration. Therefore, changes in these classes throughout the basin are associated with the development of livestock, which boosts the economy of the region's municipalities. However, it has favored deforestation and forest fragmentation, compromising the local water scenario. Landscape measurement indices have proved to be an advantageous methodology for understanding the dynamics of uses and anthropic interference acting in the watershed.

**Keywords:** Landscape dynamics. Forest fragmentation. Hydrological behavior.

---

DÍAS, G. F. M., A. M. M. LIMA, M. N. S. SANTOS & P. E. S. BEZERRA, 2019. A relação entre as mudanças na paisagem e a vazão da bacia do rio Capim, Pará, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 255-270.

Autor para correspondência: Gustavo Francesco de Moraes Dias. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Estado do Pará. Rodovia PA 275, União. Parauapebas, PA, Brasil. CEP 68515-000 (gustavo.dias@ifpa.edu.br).

Recebido em 30/06/2018

Aprovado em 09/03/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho



## INTRODUÇÃO

A Amazônia brasileira tem passado por sucessivas modificações ao longo das décadas. Estudos enfatizam que o principal agente causador das mudanças de uso da terra no cenário amazônico associa-se ao processo de ocupação, em vista do intenso fluxo migratório para a região, expresso pelo desenvolvimento de atividades de cunho socioeconômico, como exploração madeireira, agricultura e pastagem, bem como expansão do agronegócio (Laurance & Curran, 2008). O histórico de povoamento no contexto amazônico transformou os padrões locais de uso da terra, contribuindo com a conversão de florestas em áreas agrícolas e pastagem, ocasionando, assim, a fragmentação florestal na região, alterando de forma significativa o equilíbrio ambiental dos ecossistemas (Kuhn, 2005).

Nesse contexto, o processo de ocupação e de apropriação do meio ambiente resulta em significativos problemas ambientais, vinculados à expansão do desmatamento e à desestabilização do espaço natural. A adoção de bacias hidrográficas como unidade de análise expressa inúmeros benefícios no que diz respeito à dinamicidade socioambiental e territorial, uma vez que elas reproduzem as múltiplas intervenções antrópicas sobre o meio ambiente, atuando como instrumento aferidor da real situação da paisagem (Silva *et al.*, 2016).

De acordo com Santos *et al.* (2017), a realização de estudos hidrológicos em bacias tornou-se fundamental para o entendimento do ciclo hidrológico e dos impactos que as mudanças do uso da terra exercem sobre a disponibilidade e a qualidade da água, pois os rios atuam como coletores naturais da paisagem, refletindo o uso e a ocupação da terra proveniente em sua respectiva bacia.

Diversos estudos (Dias *et al.*, 2015; Araújo & Ponte, 2016; Souza *et al.*, 2017) já comprovaram a relação entre o uso e a cobertura da terra com o comportamento hidrológico das bacias hidrográficas, identificando que mudanças na cobertura vegetal influenciam diretamente na evapotranspiração, na infiltração, no escoamento superficial e na qualidade da água. Logo, a troca de uma cobertura por outra, quer seja

pastagem, floresta ou vegetação secundária, certamente influenciará diretamente no comportamento das vazões.

Para Mortatti *et al.* (2014), as séries temporais de vazão são a resposta das relações dos componentes do ciclo hidrológico e, conseqüentemente, das influências naturais e antrópicas em uma determinada região. Logo, quando exposta a intensas interferências no padrão de uso e de cobertura da terra, a bacia do rio Capim propende ao aumento da vulnerabilidade territorial e hidrológica, visto que a capacidade de infiltração está diretamente ligada à cobertura e ao uso da terra, pois solos cobertos por florestas normalmente apresentam alta capacidade de infiltração, o que diminui consideravelmente o escoamento superficial, porém, solos com baixa cobertura vegetal e que sofreram compactação apresentam a sua capacidade de infiltração consideravelmente reduzida, resultando em maior escoamento superficial.

A utilização de indicadores ou de métricas de paisagem torna possível a realização de diagnósticos relacionados às alterações ocorridas no contexto local e a verificação das condições da fragmentação florestal, visando identificar quais medidas podem ser tomadas para contornar esse problema (Jesus *et al.*, 2015). A adoção de métricas constitui uma tentativa de mensuração e de complexidade entre os elementos formadores da paisagem, na tentativa de exprimir a estrutura paisagística, focando-se na distribuição espacial de manchas.

Visando identificar possíveis modificações ocasionadas pela interferência de uso e de ocupação da terra, bem como dimensionar o processo de fragmentação florestal aplicado a bacias hidrográficas, possibilitando a construção de subsídios de manutenção e de planejamento dos eventuais problemas associados aos sistemas hidrológicos, este artigo tem como base de investigação a bacia hidrográfica do rio Capim e sua importância para o estado do Pará. Dessa forma, buscou-se relacionar, por meio de métricas de paisagem, a fragmentação das classes para os anos de 2004, 2008, 2010 e 2014, associando-os com a vazão do rio Capim.

## MATERIAIS E MÉTODOS

### ÁREA DE ESTUDO

A bacia do rio Capim está localizada no nordeste do estado do Pará (Figura 1) e compõe o eixo de maior circulação econômica do estado, direcionado ao longo da rodovia Belém-Brasília (BR-010). Destaca-se por concentrar ações de infraestrutura voltadas ao desenvolvimento econômico local, tais como a hidrovía Guamá-Capim, os projetos industriais e mineiros e a expansão das atividades extrativistas e agropecuárias nos municípios da região (Lima & Ponte, 2012).

Entre os municípios localizados no estado do Pará, estão São Domingos do Capim, Aurora do Pará, Ipixuna do Pará, Paragominas, Ulianópolis, Goianésia do Pará, Dom Eliseu e Rondon do Pará. Já no estado do Maranhão, estão localizados apenas Açailândia, Cidelândia e Vila dos

Marítimos. Além destes, existem os municípios de borda que apresentam apenas uma pequena área dentro da bacia.

### METODOLOGIA

No estudo, adotou-se os limites definidos pelo Sistema Ottobacias (MMA, 2002), na “Ordem 4”, segundo o qual a bacia do rio Capim apresenta oito sub-bacias (Figura 1), entre elas estão a do baixo Capim, médio Capim, alto Capim, Potirita, Cauaxi, Ipixuna, Ararandeuá e Surubiju.

Para caracterização do uso e da cobertura da bacia do rio Capim, foram utilizados dados do Projeto TerraClass (INPE, 2017), referentes aos anos de 2004, 2008, 2010 e 2014, com escala de mapeamento de 1:100.000 (Almeida *et al.*, 2016) (Tabela 1). Esses dados estão disponíveis em órbitas-ponto, tendo por base o satélite Landsat 5 (sensor TM), no Sistema de Projeção Lat/Long e no Sistema Geodésico de Referência SAD 69.

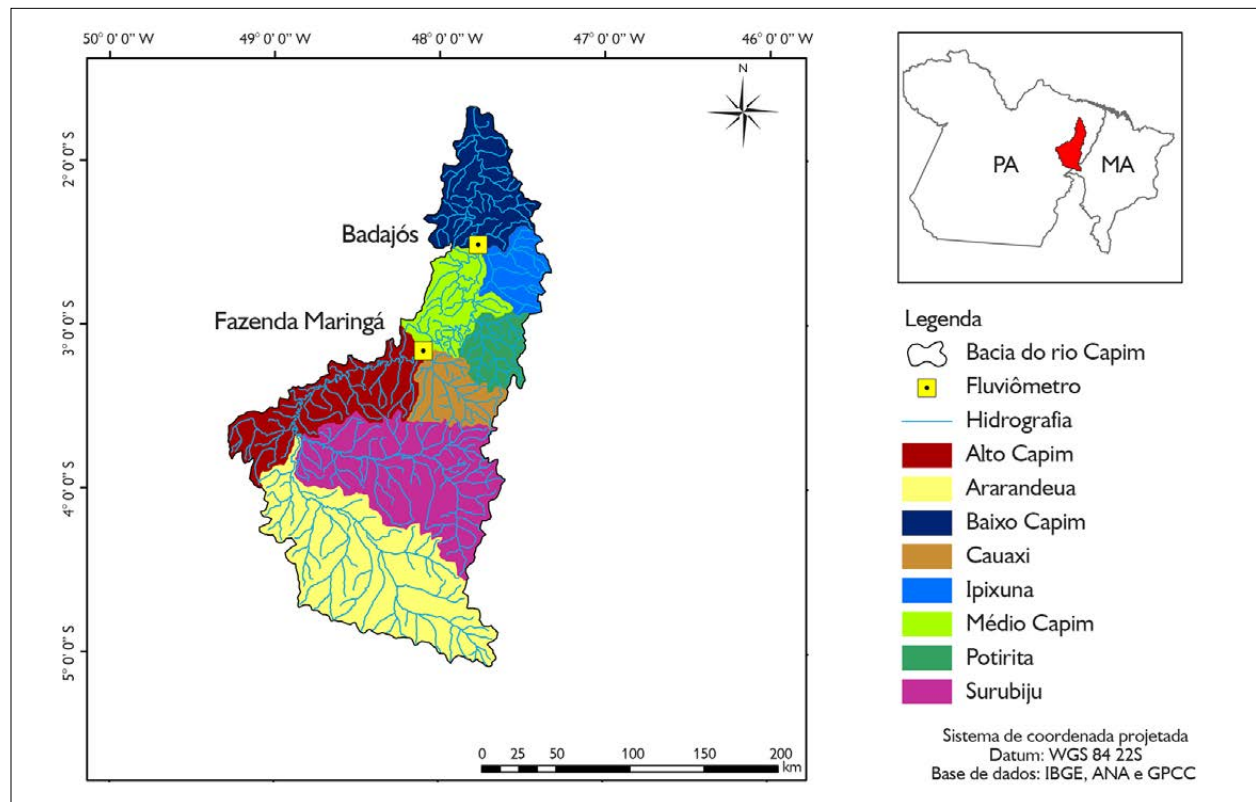


Figura 1. Localização da bacia do rio Capim no estado do Pará. Mapa elaborado pelos autores em 2019.



Tabela 1. Classes, descrição e reclassificação do TerraClass. Fonte: adaptado de TerraClass (2013).

Classes temáticas adotadas no TerraClass	Descrição	Classes temáticas utilizadas no estudo
Agricultura anual	Áreas extensas com predomínio de culturas de ciclo anual, sobretudo de grãos	Agricultura
Mosaico de ocupações	Áreas representadas por uma associação de diversas modalidades de uso e de cobertura da terra, não sendo possível discriminar os componentes da paisagem	Mosaico de ocupações
Área urbana	Manchas urbanas decorrentes da concentração populacional formadora de lugarejos, vilas ou cidades que apresentam infraestrutura diferenciada da área rural	Mosaico de ocupações
Mineração	Áreas de extração mineral em clareiras abertas envolvendo desflorestamento	Mineração
Pasto limpo	Áreas de pastagem em processo produtivo, com predomínio de vegetação herbácea	Pastagem
Pasto sujo	Áreas de pastagem em processo produtivo, com predomínio de vegetação herbácea e com a presença de vegetação arbustiva esparsa, apresentando diferentes estágios de degradação	Pastagem
Regeneração com pasto	Áreas que, após o corte raso da vegetação natural e o desenvolvimento de alguma atividade agropastoril, encontram-se no início do processo de regeneração da vegetação nativa	Pastagem
Pasto com solo exposto	Áreas que, após o corte raso da vegetação natural e o desenvolvimento de alguma atividade agropastoril, apresentam o solo exposto ou com baixíssima cobertura vegetal	Pastagem
Não floresta	Vegetação pertencente a diferentes fitofisionomias de vegetação não florestal	Pastagem
Vegetação secundária	Áreas que, após a supressão total da vegetação, encontravam-se em processo avançado de regeneração natural da vegetação arbustiva e arbórea nativa	Floresta
Reflorestamento	Áreas que, após o corte raso, foram reflorestadas com espécies exóticas ou nativas	Floresta
Floresta	Vegetação arbórea pouco alterada ou inalterada, com formação de dossel contínuo, composta por espécies nativas	Floresta
Desflorestamento	Áreas em que ocorreu supressão total da vegetação florestal ou corte raso	Desmatamento
Hidrografia	Classe referente às águas superficiais	Hidrografia
Área não observada	Áreas que não puderam ser identificadas em função da presença de nuvens e de suas sombras	Área não observada
Outros	Classe temática que reúne distintos objetos presentes na superfície, os quais não se enquadram nas demais classificações	Outros

Na delimitação da bacia do rio Capim, foi utilizado um arquivo em formato digital *shapefile*, obtido por meio da base cartográfica digital da Agência Nacional de Águas (ANA). Os dados vetoriais provenientes do projeto TerraClass foram sistematizados e reprojeto para o Sistema de Projeção Cartográfica Universal Transversa de Mercator – UTM WGS 84 Zona 22S, para a área de estudo. Para a bacia do Capim, utilizou-se os dados das órbitas/ponto 223/061, 223/062, 223/063, 222/062 e

222/063, do Pará, e as órbitas/ponto 223/063 e 222/063, do Maranhão.

### Métricas de paisagem

Na análise dos indicadores ou de métricas de paisagem, foram utilizadas as imagens de uso da terra, geradas a partir dos dados do projeto TerraClass. A Tabela 2 ilustra as métricas adotadas para os usos e as coberturas de floresta, pastagem e agricultura.

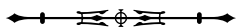


Tabela 2. Métricas de paisagem utilizadas para a bacia do rio Capim. Fonte: adaptado de Mcgarigal & Marks (1995).

Grupo	Métrica	Fórmula	Descrição	Intervalo
Área e densidade	Número de fragmentos (NP)	$NP = n_i$ <p><math>n</math> = número de fragmentos de classe <math>i</math> = paisagem</p>	O número de fragmentos mede a quantidade de manchas para cada tipo de classe	$NP \geq 1$ (adimensional)
	Índice de maior fragmento (LPI)	$LPI = \frac{\max(a_{ij})^n}{A} (100)$ <p><math>a_{ij}</math> = área (m<sup>2</sup>) do fragmento <math>ij</math> <math>A</math> = área total da paisagem (m<sup>2</sup>)</p>	Porcentagem da área total recoberta pela maior mancha da classe	$0 < LPI \leq 100$ (%)
Borda	Total de bordas (TE)	$TE = \sum_{k=1}^m e_{ik}$ <p><math>e_{ik}</math> = comprimento total (m) de borda em paisagem envolvendo o tipo de classe <math>i</math>; inclui limites de paisagem e segmentos de segundo plano envolvendo o tipo de fragmento <math>i</math></p>	Soma de todas as bordas da classe	$TE \geq 0$ (m)
	Densidade de bordas (ED)	$ED = \frac{\sum_{k=1}^m e_{ik}}{A} (10.000)$ <p><math>e_{ik}</math> = comprimento total (m) de borda em paisagem envolvendo o tipo de classe <math>i</math>; inclui limites de paisagem e segmentos de segundo plano envolvendo o tipo de fragmento <math>i</math> <math>A</math> = área total da paisagem (m<sup>2</sup>)</p>	Soma de todas as bordas da classe dividida pela área total em hectares	$ED \geq 0$ (m.ha <sup>-1</sup> )
Agregação	Índice de intercalação e justaposição (IJI)	$IJI = \frac{-\sum_{k=1}^m \left[ \left( \frac{e_{ik}}{\sum_{k=1}^m e_{ik}} \right) \ln \left( \frac{e_{ik}}{\sum_{k=1}^m e_{ik}} \right) \right]}{\ln(m-1)} (100)$ <p><math>e_{ik}</math> = comprimento total da borda na paisagem entre tipos de classes <math>i</math> e <math>k</math> <math>m</math> = número de classes presentes na paisagem, incluindo a borda da paisagem</p>	É a intercalação observada sobre a máxima intercalação possível para um dado número de tipos de classes	$0 < IJI \leq 100$ (%)
	Índice de agregação (AI)	$AI = \left[ \frac{g_{ij}}{\max \rightarrow g_{ij}} \right] (100)$ <p><math>g_{ij}</math> = número de adjacências semelhantes (juntas) entre pixels de tipo de classes <math>i</math> = método de contagem única <math>\max \rightarrow g_{ij}</math> = número máximo de adjacências semelhantes (juntas) entre pixels de tipo de classe</p>	Mede o grau de agregação de determinada classe, baseando-se na porcentagem de adjacências idênticas em relação ao total de adjacências	$0 \leq AI \leq 100$ (%)



Foi utilizado o programa FRAGSTATS 4.2.1, o qual quantifica, por meio de índices espaciais estatísticos, os fragmentos que compõem determinada matriz; as classes referentes a cada uso e cobertura; e o mosaico (elementos estruturais com características múltiplas e distintas) que compõe a paisagem como um todo (Rezende *et al.*, 2010; Vidolin *et al.*, 2011). Para isso, as imagens tiveram de ser convertidas para o formato *raster*.

De acordo com os estudos realizados por Lin *et al.* (2007) e Zhang *et al.* (2013), as métricas associadas a número de fragmentos, índice de maior fragmento, total de bordas, densidade de bordas, índice de intercalação e justaposição e índice de agregação são as mais importantes para caracterizar a relação entre as mudanças na paisagem e os processos hidrológicos em bacias. No estudo, estas métricas foram utilizadas para o nível de classe dos usos e das coberturas da terra. Para as métricas de borda, adotou-se uma borda de 100 metros (Cabacinha *et al.*, 2010; Pirovani *et al.*, 2014).

### Caracterização fluviométrica

Para a análise da vazão anual, em relação ao trimestre de maior vazão e ao de menor vazão, foi realizado o levantamento dos dados sobre séries históricas, a partir de consultas às estações fluviométricas mantidas pela Agência Nacional de Águas. Foram obtidos os dados mensais para as duas estações fluviométricas estudadas acerca da bacia do rio Capim, na fazenda Maringá e Badajós, para os anos de 1983 a 2014.

A estação fazenda Maringá abrange as sub-bacias Ararandeu, Surubiju, Cauaxi e alto Capim. Já a estação Badajós abrange as sub-bacias Ararandeu, Surubiju, Cauaxi, alto Capim, médio Capim, Potiritá e Ipixuna (Figura 1). A única sub-bacia da bacia do rio Capim que não foi abrangida pelos fluviômetros foi a do baixo Capim.

Utilizou-se a curva-chave para realizar o preenchimento de falhas de vazão mensais do rio Capim nas duas estações, fazenda Maringá e Badajós, por intermédio do *software* Hidro 1.2 da ANA. Para isso, foram utilizados 43 valores da curva de descarga para ambas estações, correspondentes à relação cota-vazão em uma determinada seção do rio.

Na construção da curva-chave, foi obtido o coeficiente de correlação  $R^2 = 0,99$  para a fazenda Maringá e  $R^2 = 0,98$  para Badajós. Os dados de resumo de descarga são do ano de 1983 a 2014 para ambas estações. Como esse método não foi suficiente para o preenchimento total das falhas mensais, utilizou-se o método linear, o qual consiste em se obter a média das vazões do mesmo mês na série histórica de 1983 a 2014, que não altera a estatística da série (Souza *et al.*, 2017).

Em relação ao uso e à cobertura da bacia do rio Capim, realizou-se duas divisões: a primeira é referente à estação fluviométrica Badajós (EF Badajós), que abrange as sub-bacias Ararandeu, Surubiju, Cauaxi, alto Capim, médio Capim, Potiritá e Ipixuna; a segunda é a estação fluviométrica fazenda Maringá (EF Maringá), correspondente às sub-bacias Ararandeu, Surubiju, Cauaxi e alto Capim.

No que tange aos municípios, ambas sub-divisões abrangem Ipixuna do Pará, Paragominas, Ulianópolis, Goianésia do Pará, Dom Eliseu, Rondon do Pará, Açailândia, Cidelândia e Vila dos Marítimos, porém, na região da EF Maringá, a área dos municípios Ipixuna do Pará e Paragominas é menor, com cerca de 6.400 km<sup>2</sup> no total.

### Associação entre as métricas de paisagem e a vazão do rio Capim

Realizou-se correlações entre variáveis independentes (métricas de paisagem) com as variáveis dependentes (vazão média mensal, média do trimestre de maior vazão e média do trimestre de menor vazão), possibilitando uma visão global do relacionamento entre todos os determinantes, testando seu nível de significância a 5% ( $p < 5\%$ ) de probabilidade.

Segundo Vasconcelos (2015), o valor de  $r$  sempre está entre  $-1$  e  $+1$ , com  $r = 0$  correspondendo à não associação linear. Valores de  $r$  menores do que 0 ( $r < 0$ ) indicam uma associação negativa, ou seja, à medida que  $x$  cresce,  $y$  decresce (inversamente proporcionais). Porém, quando o valor de  $r$  for maior do que 0 ( $r > 0$ ), temos uma correlação positiva e, à medida que  $x$  cresce,  $y$  também cresce (diretamente proporcionais).

Quanto maior o valor de  $r$  (positivo ou negativo), mais forte será a associação entre as variáveis. Adotou-se os seguintes intervalos de grau de correlação (valores em módulo): abaixo de 0,05 = muito fraca; de 0,05 a 0,20 = fraca; de 0,20 a 0,30 = fraca a moderada; de 0,30 a 0,70 = moderada; de 0,70 a 0,80 = moderada a forte; de 0,80 a 0,95 = forte; acima de 0,95 = muito forte (Menezes *et al.*, 2014).

As correlações foram realizadas com base nas duas estações fluviométricas (fazenda Maringá e Badajós), para obter as vazões referentes aos anos 1983-2004, 1983-2008, 1983-2010 e 1983-2014. Esses anos de vazões foram correlacionados com os dados envolvendo as métricas de paisagem, referentes aos anos de 2004, 2008, 2010 e 2014.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### ANÁLISE DAS MÉTRICAS DA PAISAGEM PARA AS SUB-BACIAS

Visando identificar a paisagem das regiões EF Badajós e EF Maringá (Figura 2), foi realizado o mapeamento das regiões a partir dos dados do projeto TerraClass, para os anos de 2004, 2008, 2010 e 2014.

A partir do mapeamento do uso e da cobertura da terra, realizou-se as métricas de paisagem. Os resultados das análises em nível de classe de uso e de cobertura da terra para as métricas NP, LPI, TE, ED, IJI e AI para as regiões EF Badajós e EF Maringá estão presentes nas Figuras 3 e 4, respectivamente.

Segundo Fernandes *et al.* (2017), o aumento do número de fragmentos (NP) indica maior fragmentação da classe e menores valores correspondem à maior união ou à extinção de fragmentos dessa classe. A pastagem apresenta, entre as classes estudadas, os maiores valores de NP para as duas regiões no período estudado. Essa classe teve aumento de 433 fragmentos, em 2004, para 641, em 2014, na região da EF Badajós, e de 353, em 2004, para 554, em 2014, na região da EF Maringá, observando-se que o alto NP está associado ao aumento dessa classe na bacia, o qual pode ter

sido ocasionado pelo aumento do fomento governamental à pecuária nos anos estudados (Meirelles Filho, 2014).

No estudo realizado por Cabacinha *et al.* (2010), identificou-se aumento da área de agricultura para a região da bacia do rio Araguaia, o qual, porém, foi acompanhado de redução do NP. Segundo os autores, isso aconteceu em razão de as áreas de monocultura aumentarem e se conectarem mais devido ao forte aumento da produção de grãos, em especial da soja.

Para Carneiro, G. *et al.* (2011), a mata ciliar é um componente da paisagem muito importante, pois a sua conexão diminui o número de fragmentos, podendo ser responsável pela diminuição do NP, junto a um aumento da sua área. As áreas de proteção permanente (APP) das regiões da EF Badajós e da EF Maringá tiveram um incremento de floresta no período 2004-2014, o qual, no entanto, foi muito pequeno para afirmar que foi esse o motivo da diminuição do NP das duas regiões estudadas.

Em relação ao índice de maior fragmento (LPI), denominado de matriz, ocorreu redução constante da matriz florestal para as duas regiões estudadas: na EF Badajós, houve redução de 60,51 (2004) para 55,16 (2014); igualmente, na EF Maringá, registrou-se redução do maior fragmento de 61,42 (2004) para 56,07 (2014).

A classe floresta apresenta o maior percentual da área do maior fragmento (LPI). Isso significa que, nas regiões de estudo, essa classe está interconectada, formando uma grande mancha, composta por vegetação natural, que cobre mais de 60% da bacia.

Segundo Costa & Fleury (2015), quanto menor o tamanho do remanescente florestal, maior será a influência de fatores externos nesse fragmento, o que diminui a qualidade ambiental, considerando a biodiversidade; além disso, grandes fragmentos florestais podem conter diversos *habitats* presentes em uma região, diferentemente de fragmentos menores, que abrigam poucos *habitats*. De acordo com Laurance *et al.* (2011), o tamanho dos fragmentos é muito importante para a ecologia de paisagem, pois, quanto maior o fragmento, maior será a riqueza de espécies nessa região.

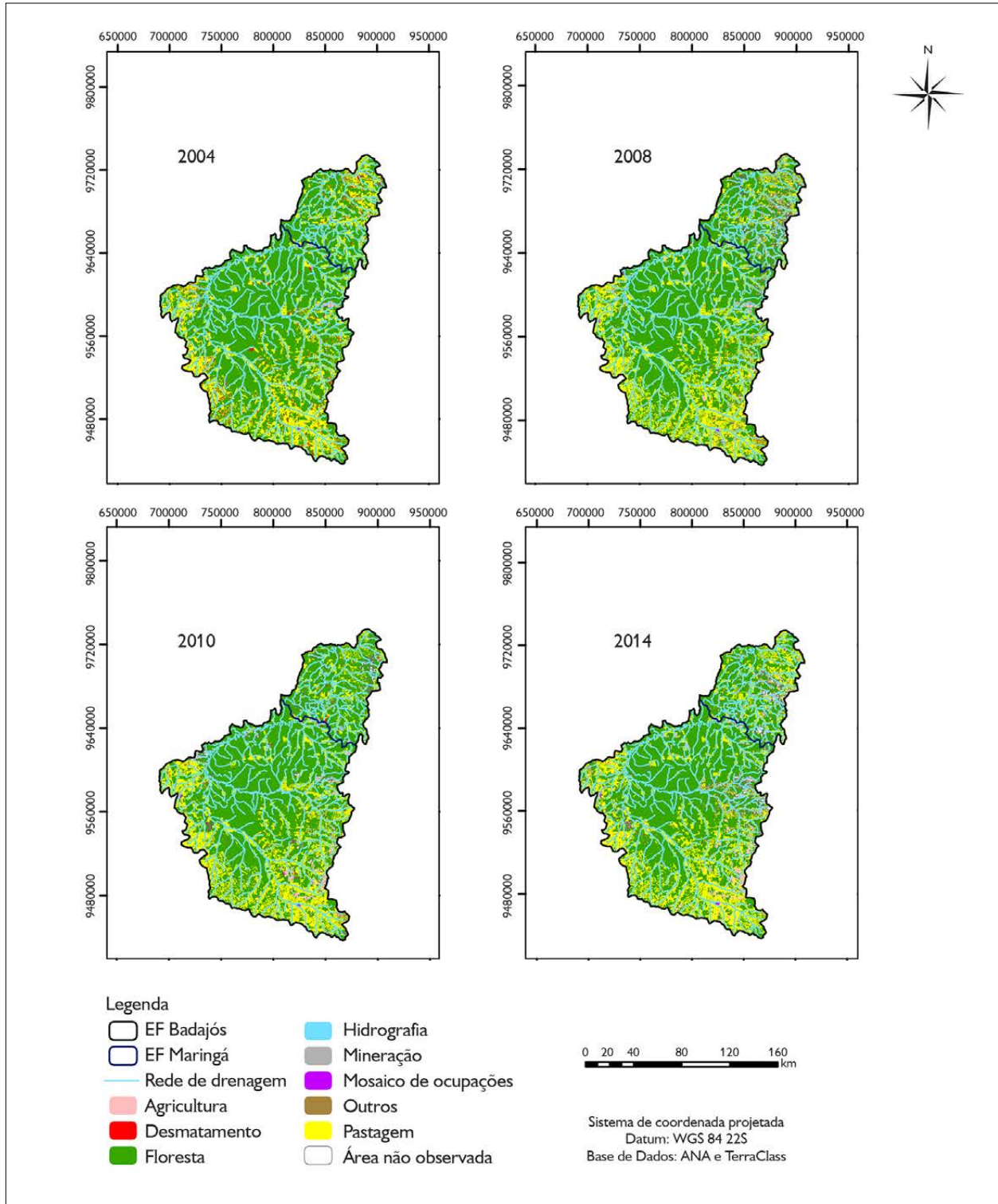


Figura 2. Uso e cobertura da terra na bacia do rio Capim até a estação Badajós e a fazenda Maringá. Mapa elaborado pelos autores em 2019.



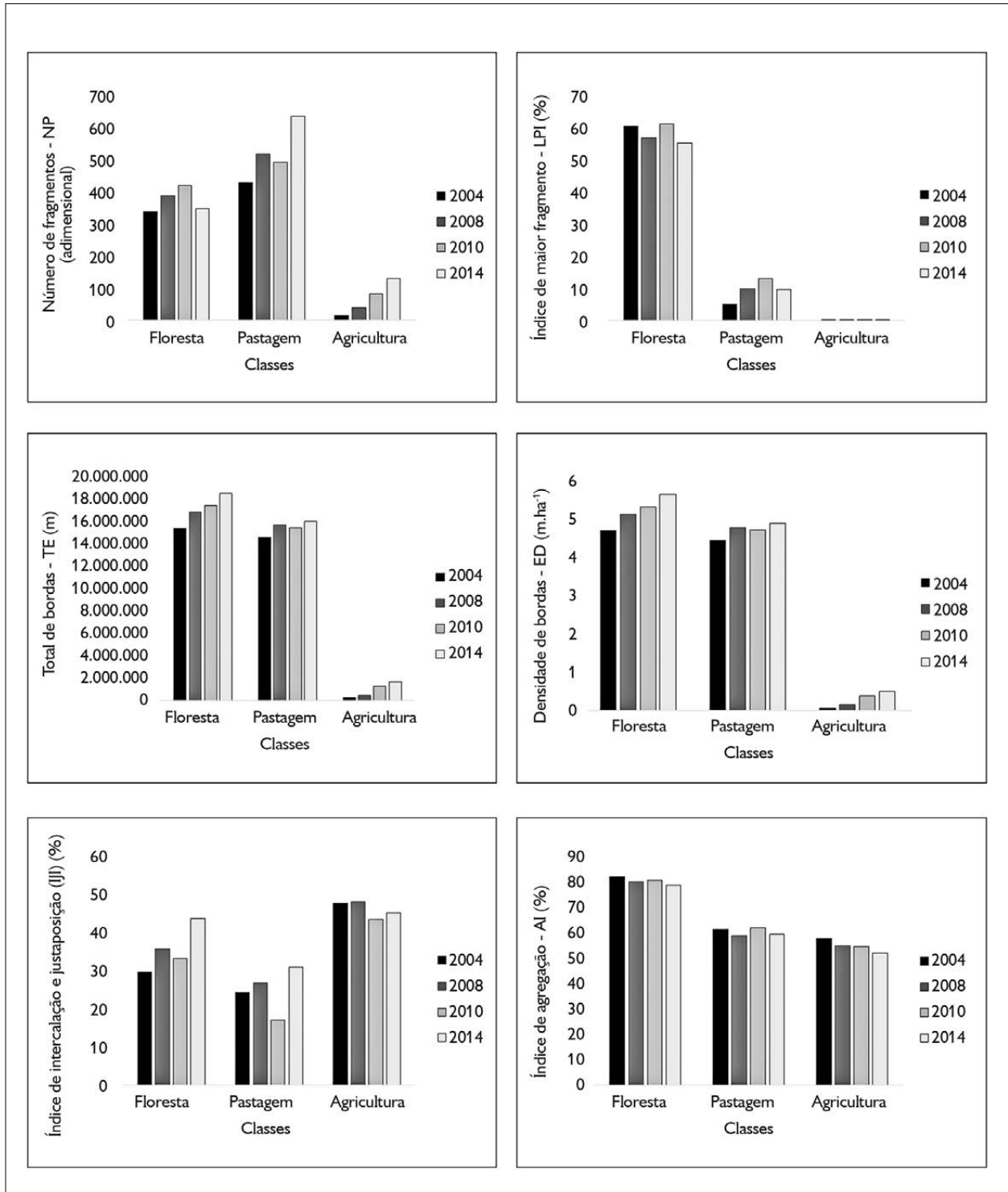


Figura 3. Métricas de paisagem para a região da EF Badajós: número de fragmentos (NP); índice de maior fragmento (LPI); total de bordas (TE); densidade de bordas (ED); índice de intercalação e justaposição (IJI); e índice de agregação (AI). Gráfico elaborado pelos autores em 2019.

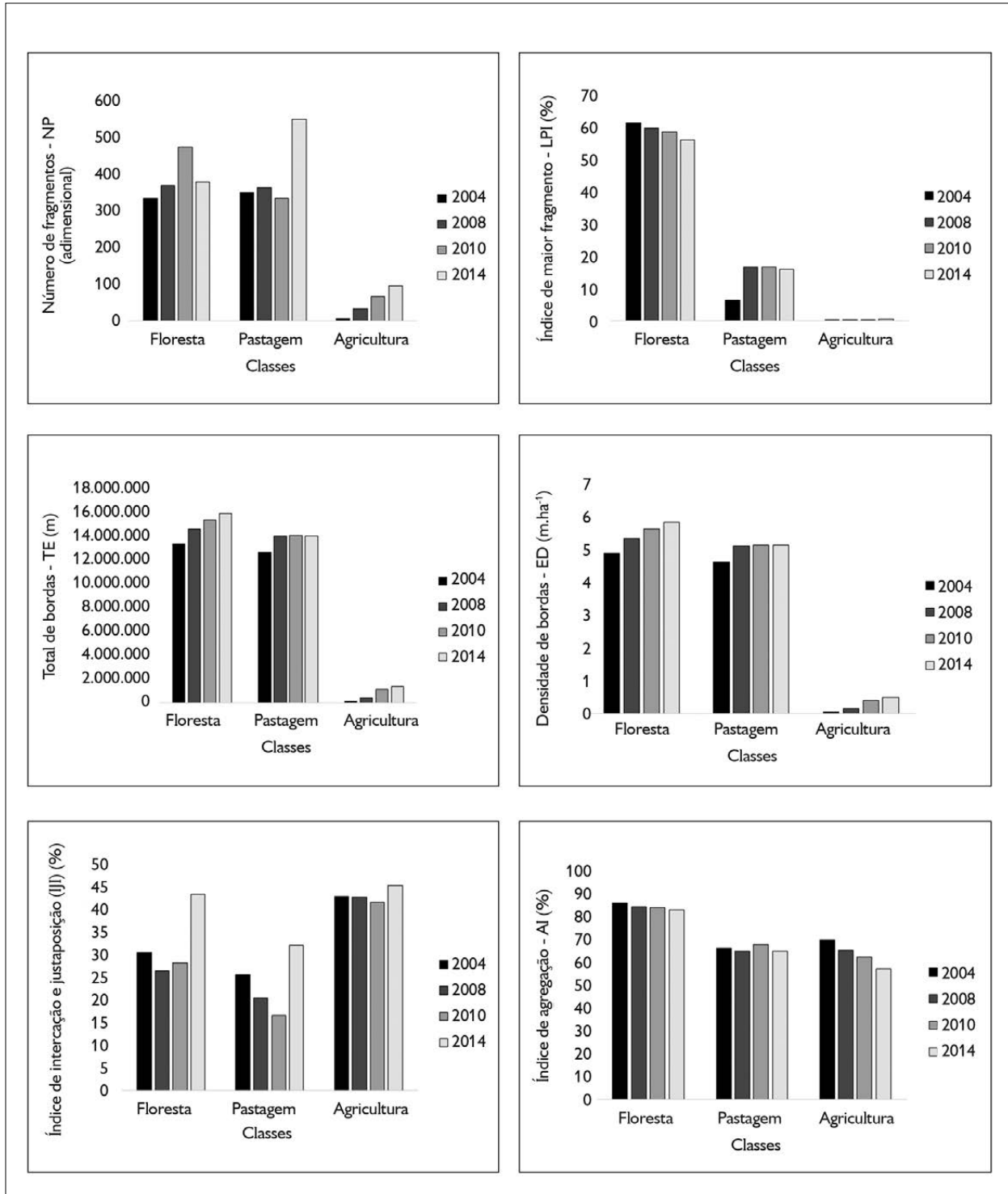


Figura 4. Métricas de paisagem para a região da EF Maringá: número de fragmentos (NP); índice de maior fragmento (LPI); total de bordas (TE); densidade de bordas (ED); índice de intercalação e justaposição (IJ); e índice de Agregação (AI). Gráfico elaborado pelos autores em 2019.





O segundo maior LPI nas regiões foi o da classe pastagem. Na região da EF Badajós, esse índice aumentou no período estudado de 4,88 (2004) para 9,58 (2014); já na região da EF Maringá, subiu de 6,38 (2004) para 15,97 (2014). A partir desses resultados, identifica-se que a matriz da pastagem pode ter aumentado no período pela conversão de áreas de floresta em pastagem, pois, à medida que o LPI da floresta diminuiu, o da pastagem aumentou, isso também ocorreu em decorrência do aumento da conexão dessa classe nas regiões. Essa conversão no uso também foi verificada por Sousa *et al.* (2017) para os municípios de Paragominas e de Ulianópolis.

A agricultura apresentou valores muito baixos de LPI, não superando o índice de 0,36 nas duas regiões. Essa matriz agrícola está localizada entre os municípios de Paragominas e Ulianópolis. Segundo Vasconcellos *et al.* (2016), a soja nessa região está se desenvolvendo devido às vantagens no escoamento da produção e pelos incentivos fiscais do governo do estado.

De acordo com Etto *et al.* (2013), as mudanças nos usos e nas coberturas da terra provocam a fragmentação dos remanescentes florestais, gerando ecossistemas fragilizados por fenômenos como o efeito de borda, ou seja, alterações localizadas nas áreas de contato entre a matriz antropizada e o remanescente florestal. A densidade de bordas apresenta o mesmo sentido do total de bordas, porém sendo visto em termos de porcentagem (Costa & Fleury, 2015). De acordo com Pirovani *et al.* (2014), essa diferença entre TE e ED é devida ao valor de área ocupada pela classe, sendo a densidade de bordas inversamente proporcional a essa área.

Em relação às áreas de estudo, identificaram-se os maiores valores de TE e ED para a floresta e a pastagem, ambas as classes apresentaram aumento contínuo da sua área de borda no período de 2004-2014. A classe floresta teve aumento constante de TE: para a região da EF Badajós, foi registrado: 15.607.239,90 (2004), 17.057.563,50 (2008), 17.683.400,11 (2010) e 18.746.970,75 (2014); na região da EF Maringá, também

ocorreu aumento: 13.132.651,52 (2004), 14.374.663,61 (2008), 15.138.629,63 (2010) e 15.672.649,44 (2014). Dessa forma, essa classe apresenta os maiores efeitos de borda entre as classes estudadas, considerando-se que apresenta os maiores valores de TE e ED.

Pereira, J. *et al.* (2001), ao analisarem a região leste do Pará, também observaram aumento da ED para as classes floresta e pastagem. Segundo os autores, isso ocorreu pelo aumento do NP das duas classes no período, o que ocasionou maior degradação desse ambiente pelos efeitos de borda. Siqueira *et al.* (2004) mencionam que a conversão de *habitats* contínuos para *habitats* remanescentes aumenta a TE da classe, ocasionando mudanças no microclima desses fragmentos impactados. Além de mudanças microclimáticas ocasionadas nesses fragmentos, tem-se alterações bióticas e abióticas, que ocorrem principalmente nas áreas de borda, as quais influenciam diretamente a estrutura da vegetação e a fauna regional (Schaadt & Vibrans, 2015).

Em relação à métrica TE para a classe pastagem, ocorreu aumento desses índices no período de 2004-2014 nas duas regiões, tendo evoluído de 14.766.931,20 (2004) para 16.227.802,61 (2014) na região da EF Badajós; já na região da EF Maringá evoluiu de 12.406.505,60 (2004) a 13.790.721,26 (2014). Possivelmente, esse aumento ocorreu pelo incremento de novas áreas de pastagem na região, principalmente nos municípios de Paragominas, Ulianópolis e Rondon do Pará. O aumento da classe pastagem na região foi ocasionado pelo incentivo governamental para a atividade da pecuária (Castelo & Almeida, 2015). No entanto, há registro da diminuição brusca do desmatamento a partir de 2004. Logo, o pasto está sendo implantado em áreas tidas como menos produtivas, pois os incentivos governamentais estão atrelados ao combate ao desmatamento na região (Meirelles Filho, 2014).

A agricultura também apresentou crescimento no índice de TE nas duas regiões, passando de 210.956,16 (2004) para 1.656.005,86 (2014), na região da EF Badajós, e de 155.818,81 (2004) para 1.361.523,60 (2014), na região

da EF Maringá. O incremento do fomento governamental – tanto por incentivos diretos, crédito rural, como pelos indiretos, como melhoria da infraestrutura para o escoamento da produção – influenciou diretamente no aumento da soja na região (Castelo & Almeida, 2015).

Em relação ao desmatamento nas regiões estudadas, identificou-se a geometria do tipo “espinha de peixe”, no município de Dom Eliseu, também identificada por Costa & Fleury (2015) para o município de Corumbiara, Rondônia. Esse tipo de desmatamento é ocasionado pela abertura de áreas próximas às rodovias, normalmente para mosaicos de ocupações ou pastagem, ocasionando a fragmentação florestal na área (Batistella *et al.*, 2000). Na região de estudo, ocorreu grande supressão vegetal para a criação dos assentamentos ortogonais (Carneiro, M. & Assis, 2015). Tal modificação na estrutura da paisagem ocasionou aumento do efeito de borda nas regiões de estudo, em razão da abertura de novas áreas.

Segundo Vidolin *et al.* (2011), o índice de intercalação e justaposição (IJI) identifica o grau de agregação dos fragmentos componentes das classes na paisagem considerando as suas adjacências. Segundo os autores, esse índice varia de 0 a 100, sendo que os valores próximos a 0 indicam que o fragmento tem menos contato com outro de sua classe, já os próximos a 100 indicam maiores adjacências entre os fragmentos da mesma classe.

O IJI foi avaliado nas classes floresta, pastagem e agricultura. A classe que apresentou os maiores índices dessa métrica no período estudado para as duas regiões foi a agricultura: na região da EF Badajós, apresentou valores entre 44,56 e 49,25, já na EF Maringá, obteve-se valores entre 41,66 e 45,5. Na bacia do rio Capim, a principal cultura inserida na região é a soja, tendo os municípios de Paragominas e Ulianópolis como os seus principais produtores (Sousa *et al.*, 2017). Em contraste a essa classe, tem-se a pastagem, a qual apresenta os menores valores para a área de estudo, alcançando o seu maior valor em 2014 tanto para a região da EF Badajós (31,72) quanto para a região da EF Maringá (32,22).

A classe floresta teve aumento do IJI nas duas regiões estudadas: subiu de 30,36 (2004) para 44,70 (2014) na área da EF Badajós e de 30,52 (2004) para 43,51 (2014) na região da EF Maringá. Esses índices encontrados são considerados baixos para a classe floresta, indicando que, na paisagem, os fragmentos florestais estão mais concentrados (Cemin *et al.*, 2009).

Segundo Moraes *et al.* (2015), a diminuição constante do IJI é muito prejudicial para os fragmentos florestais, uma vez que ela diminui a conexão e a proximidade entre eles, prejudicando a flora e o fluxo da fauna. A diminuição desse índice afeta também os ‘trampolins ecológicos’, os quais servem de abrigo para os animais durante grandes deslocamentos. Quanto menor a distância entre os fragmentos, maior será a possibilidade de dispersão das espécies na região (Fernandes *et al.*, 2017).

Calegari *et al.* (2010) evidenciam que a formação de ilhas e dos corredores de vegetação unindo fragmentos é fundamental para o aumento da proximidade e da conectividade entre fragmentos. Por isso, deve ser realizada a restauração florestal, principalmente nas APP. De acordo com Pereira, B. *et al.* (2012), a maior parte dos fragmentos está localizada junto aos recursos hídricos e, por isso, eles são muito importantes para os corredores, pelo seu formato alongado, ao invés de formatos mais simples, os quais não são muito vantajosos para o fluxo gênico.

Para Vidolin *et al.* (2011), em relação ao índice de agregação (AI), é possível identificar como os fragmentos ou as classes estão agregados ou dispersos na paisagem, permitindo verificar o maior isolamento ou a agregação das classes. Esse índice varia de 0 a 100, sendo que os valores próximos a 0 indicam que os fragmentos da classe estão dispersos na paisagem, ou seja, há maior desagregação entre eles; já os valores próximos a 100 indicam alta agregação entre os fragmentos da classe. Logo, o AI aumenta à medida que os fragmentos da classe apresentam maior agregação.

Dessa forma, a partir da análise das classes, identifica-se que a classe floresta apresenta os maiores valores de AI para as duas regiões estudadas. Na região da EF Badajós,

os valores desse índice decresceram no período – 84,57 (2004), 82,36 (2008), 82,97 (2010) e 80,95 (2014) – ; esse processo também ocorreu na EF Maringá – 86,23 (2004), 84,53 (2008), 84,14 (2010) e 83,21 (2014).

As classes que possuem menor agregação de seus fragmentos são pastagem e agricultura, para ambas as regiões estudadas. Em relação à pastagem na região da EF Badajós, esse índice correspondeu a 63,06, em 2004, e 61,29, em 2014; já para a agricultura, esse índice foi menor, apresentando 59,41, em 2004, e 53,57, em 2014. Na região da EF Maringá, esses valores também diminuíram para ambas as classes: a pastagem sofreu redução de 66,32 (2004) para 65,17 (2014), já a classe agricultura reduziu de 70,08 (2004) para 57,43 (2014).

Logo, a partir da análise da classe floresta nesse período, a qual caracteriza a matriz, identifica-se que ela corresponde à classe que se encontra mais bem concentrada na paisagem nas duas regiões – EF Badajós (IJI = 30,36 a 44,70) e EF Maringá (IJI = 26,56 a 43,51) –, sendo também a classe mais agregada na paisagem nas duas regiões – EF Badajós (AI = 80,95 a 84,57) e EF Maringá (AI = 83,21 a 86,23).

### A RELAÇÃO ENTRE AS MÉTRICAS DE PAISAGEM E A VAZÃO

A Tabela 3 apresenta a matriz de correlação de Pearson entre as três variáveis dependentes (vazão anual e médias dos trimestres de maior e menor vazão) e a variável independente (métricas de paisagem).

Tabela 3. Matriz de correlação entre as métricas de paisagem da bacia e a média anual e médias dos trimestres de maior e menor vazão. Legendas: \* = valores significativos a 5% de probabilidade ( $p < 0,05$ ); NP = número de fragmentos; LPI = índice de maior fragmento; TE = total de bordas; ED = densidade de bordas; IJI = índice de intercalação e justaposição; AI = índice de agregação.

	Anual	Média do trimestre de maior vazão	Média do trimestre de menor vazão
Floresta NP	-0,14	-0,12	-0,14
Pastagem NP	0,61	0,61	0,62
Agricultura NP	0,24	0,26	0,25
Floresta LPI	-0,15	-0,16	-0,16
Pastagem LPI	-0,49	-0,47	-0,49
Agricultura LPI	-0,57	-0,56	-0,57
Floresta TE	0,82*	0,83*	0,82*
Pastagem TE	0,90*	0,91*	0,91*
Agricultura TE	0,17	0,19	0,18
Floresta ED	-0,29	-0,27	-0,28
Pastagem ED	-0,60	-0,58	-0,59
Agricultura ED	0,01	0,03	0,02
Floresta IJI	0,35	0,35	0,36
Pastagem IJI	0,13	0,12	0,14
Agricultura IJI	0,74*	0,74*	0,75*
Floresta AI	-0,63	-0,65	-0,64
Pastagem AI	-0,83*	-0,83*	-0,83*
Agricultura AI	-0,75*	-0,76*	-0,76*

De acordo com Lin *et al.* (2007), os processos hidrológicos são afetados principalmente pela desagregação da classe floresta. Assim, as manchas de floresta não fragmentadas podem reduzir o escoamento, fortalecendo processos hidrológicos, como infiltração e evaporação. As classes pastagem e floresta, que já haviam demonstrado forte correlação quando analisadas isoladamente na forma de métricas, tiveram resultados semelhantes para AI e TE, indicando uma relação com integridade e continuidade das manchas. Para Vidolin *et al.* (2011), o IJI tem os seus maiores valores quando o fragmento da classe está em contato com fragmentos de outras classes; já o AI apresenta seus maiores valores quando o fragmento se apresenta mais agregado a fragmentos da mesma classe.

Entre as classes estudadas, a pastagem foi a que melhor representou a variabilidade entre a métrica e a vazão. Em relação ao índice TE, pode-se observar que, com o seu aumento, as vazões também tendem a aumentar. Diferentemente do que ocorre com a métrica AI, pois, a partir do seu aumento, ocorre uma redução das vazões estudadas. No estudo realizado por Zhang *et al.* (2013), também se identificou forte relação entre os índices de paisagem da classe pastagem e o escoamento. Dessa maneira, pode-se verificar que a fragmentação possui papel fundamental na alteração hídrica da bacia, indicando que a fragmentação da cobertura florestal da bacia e a ampliação das áreas destinadas a pastagens têm obtido reflexo no comportamento da vazão.

Segundo Bianchi *et al.* (2011), eventos extremos de vazão são fortemente relacionados à conservação da paisagem, levando-se em conta a sua conectividade e o tamanho na região, bem como a proteção do solo, por meio da manutenção da vegetação nativa; além disso, a conservação da paisagem contribui para manutenção na vazão em períodos com baixo nível de precipitação.

## CONCLUSÃO

Diante das análises de quantificação e de configuração espacial realizadas para a bacia do rio Capim, identificou-se

aumento da fragmentação florestal, possivelmente associado ao desmatamento e à implementação de outros usos e coberturas na região. Observou-se que a conversão da floresta em fragmentos pequenos e desconexos vem ocasionando diversas mudanças no meio ambiente ao longo da bacia.

A partir da análise das métricas de paisagem relacionadas com o escoamento, foi possível identificar que os índices de total de bordas (TE) e de agregação (AI) são os que melhor se associam às mudanças no regime de vazão da bacia hidrográfica. Dessa maneira, pôde-se verificar que a fragmentação das classes possui papel fundamental na alteração hídrica da bacia.

## REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, C. A., A. C. COUTINHO, J. C. D. M. ESQUERDO, M. ADAMI, A. VENTURIERI, C. G. DINIZ, N. DESSAY, L. DURIEUX & A. R. GOMES, 2016. High spatial resolution land use and land cover mapping of the Brazilian Legal Amazon in 2008 using Landsat-5/TM and MODIS data. *Acta Amazonica* 46(3): 291-302. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1809-4392201505504>.
- ARAÚJO, R. C. & M. X. PONTE, 2016. Efeitos do desmatamento em larga-escala na hidrologia da bacia do Uraim, Amazônia. *Revista Brasileira de Geografia Física* 9(7): 2390-2404. DOI: <https://doi.org/10.5935/1984-2295.20160171>.
- BATISTELLA, M., E. S. BRONDIZIO & E. F. MORAN, 2000. Comparative analysis of landscape fragmentation in Rondônia, Brazilian Amazon. *International Archives of Photogrammetry and Remote Sensing* 33: 148-155.
- BIANCHI, S., E. RICHERT, H. HEILMEIER, M. MERTA & C. SEIDLER, 2011. Landscape metrics as a tool for evaluating scenarios for flood prevention and nature conservation. *Landscape Online* 25: 1-11. DOI: <http://dx.doi.org/10.3097/LO.201125>.
- CABACINHA, C. D., S. S. CASTRO & D. A. GONÇALVES, 2010. Análise da estrutura da paisagem da alta bacia do rio Araguaia na savana brasileira. *Revista Floresta* 40(4): 675-690. DOI: <http://dx.doi.org/10.5380/rf.v40i4.20318>.
- CALEGARI, L., S. V. MARTINS, J. M. GLERIANI, E. SILVA & L. C. BUSATO, 2010. Análise da dinâmica de fragmentos florestais no município de Carandá, MG, para fins de restauração florestal. *Revista Árvore* 34(5): 871-880. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622010000500012>.
- CARNEIRO, G. T., C. D. CABACINHA, K. M. S. FARIA, M. N. SIQUEIRA & J. C. S. LIMA, 2011. Cobertura florestal do município de Rio Verde, GO: estrutura e composição da paisagem entre 2005 e 2008. *Geografia* 36(2): 335-357.

- CARNEIRO, M. S. & W. S. ASSIS, 2015. O controle do desmatamento na Amazônia como um processo de modernização ecológica: a experiência do projeto Município Verde. **Revista Pós Ciências Sociais** 12(24): 53-76. DOI: <http://dx.doi.org/10.18764/2236-9473.v12n24p53-76>.
- CASTELO, T. B. & O. T. ALMEIDA, 2015. Desmatamento e uso da terra no Pará. **Revista de Política Agrícola** 24(1): 99-111.
- CEMIN, G., E. PERICO & C. REMPEL, 2009. Composição e configuração da paisagem da sub-bacia do Arroio Jacaré, Vale do Taquari, RS, com ênfase nas áreas de florestas. **Revista Árvore** 33(4): 705-711. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622009000400013>.
- COSTA, J. M. & M. F. FLEURY, 2015. O programa "Municípios Verdes": estratégias de revalorização do espaço em municípios paraenses. **Ambiente & Sociedade** 18(2): 61-76.
- DIAS, L. C. P., M. N. MACEDO, M. H. COSTA, M. T. COE & C. NEILL, 2015. Effects of land cover change on evapotranspiration and streamflow of small catchments in the Upper Xingu River Basin, Central Brazil. **Journal of Hydrology: Regional Studies** 4(Part B): 108-122. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ejrh.2015.05.010>.
- ETTO, T. L., R. M. LONGO, D. R. ARRUDA & R. INVENIONI, 2013. Ecologia da paisagem de remanescentes florestais na bacia hidrográfica do Ribeirão das Pedras - Campinas-SP. **Revista Árvore** 37(6): 1063-1071. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622013000600008>.
- FERNANDES, M., M. FERNANDES, A. ALMEIDA, M. I. S. GONZAGA & F. GONÇALVES, 2017. Ecologia da paisagem de uma bacia hidrográfica dos Tabuleiros Costeiros do Brasil. **Floresta e Ambiente** 24: e00025015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/2179-8087.025015>.
- INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS (INPE), 2017. **Projeto TerraClass**. INPE, Belém. Disponível em: [http://www.inpe.br/cra/projetos\\_pesquisas/dados\\_terraclass.php](http://www.inpe.br/cra/projetos_pesquisas/dados_terraclass.php). Acesso em: 10 janeiro 2017.
- JESUS, E. N., R. A. FERREIRA, A. G. ARAGÃO, T. I. S. SANTOS & S. L. ROCHA, 2015. Estrutura dos fragmentos florestais da bacia hidrográfica do rio Poxim-SE, como subsídio à restauração ecológica. **Revista Árvore** 39(3): 467-474. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/0100-67622015000300007>.
- KUHN, C., 2005. **Uma análise sistêmica das transformações de uso como suporte à decisão para o planejamento de unidades de conservação**: 1-166. Dissertação (Mestrado em Planejamento Urbano e Regional) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- LAURANCE, W. F. & T. J. CURRAN, 2008. Impacts of wind disturbance on fragmented tropical forests: a review and synthesis. **Austral Ecology** 33(4): 399-408. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2008.01895.x>.
- LAURANCE, W. F., J. L. C. CAMARGO, R. C. C. LUIZÃO, S. G. LAURANCE, S. L. PIMM, E. M. BRUNA, P. C. STOUFFER, G. B. WILLIAMSON, J. BENÍTEZ-MALVIDO, H. L. VASCONCELOS, K. S. VAN HOUTAND, C. E. ZARTMAN, S. A. BOYLE, R. K. DIDHAM, A. ANDRADE & T. E. LOVEJOY, 2011. The fate of Amazonian forest fragments: a 32-year investigation. **Biological Conservation** 144(1): 56-67. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2010.09.021>.
- LIMA, A. M. M. & M. X. PONTE, 2012. Dinâmica da paisagem da bacia do rio Capim-PA. **Revista Brasileira de Geografia Física** 5(1): 127-142.
- LIN, Y. P., N. M. HONG, P. J. WU, C. F. WU & P. H. VERBURG, 2007. Impacts of land use change scenarios on hydrology and land use patterns in the Wu-Tu watershed in Northern Taiwan. **Landscape and Urban Planning** 80(1-2): 111-126. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.landurbplan.2006.06.007>.
- MCGARIGAL, K. & B. J. MARKS, 1995. **Fragstats**: spatial pattern analysis program for quantifying landscape structure: 1-122. Pacific Northwest Research Station, Portland.
- MEIRELLES FILHO, J. C. S., 2014. É possível superar a herança da ditadura brasileira (1964-1985) e controlar o desmatamento na Amazônia? Não, enquanto a pecuária bovina prosseguir como principal vetor de desmatamento. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Humanas** 9(1): 219-241. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1981-81222014000100014>.
- MENEZES, J. P. C., A. P. A. BERTOSSI, A. R. SANTOS & M. A. NEVES, 2014. Correlação entre uso da terra e qualidade da água subterrânea. **Engenharia Sanitária e Ambiental** 19(2): 173-186. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1413-41522014000200008>.
- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA), 2002. Conselho Nacional de Recursos Hídricos. Resolução n. 30/2002. **Diário Oficial da União**, 19 março 2003.
- MORAES, M. C. P., K. MELLO & R. H. TOPPA, 2015. Análise da paisagem de uma zona de amortecimento como subsídio para o planejamento e gestão de unidades de conservação. **Revista Árvore** 39(1): 1-8. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/0100-67622015000100001>.
- MORTATTI, J., M. J. BORTOLETTO JUNIOR, L. C. E. MILDE & J. L. PROBST, 2014. Hidrologia dos rios Tietê e Piracicaba: séries temporais de vazão e hidrogramas de cheia. **Revista de Ciência & Tecnologia** 12(23): 55-67.
- PEREIRA, B. W., S. A. JESUIN, M. N. MACIEL, F. A. OLIVEIRA & L. G. C. CREÃO, 2012. Fragmentação da vegetação arbórea na bacia hidrográfica do Rio Apeú, Nordeste do Estado do Pará. **Revista de Ciências Agrárias** 55(4): 297-305.
- PEREIRA, J. L. G., G. T. BATISTA, M. C. THALÊS, D. A. ROBERTS & A. VENTURIERI, 2001. Métricas da paisagem na caracterização da evolução da ocupação da Amazônia. **Geografia** 26(1): 59-90.

- PIROVANI, D. B., A. G. SILVA, A. R. SANTOS, R. A. CECÍLIO, J. M. GLERIANI & S. V. MARTINS, 2014. Análise espacial de fragmentos florestais na bacia do rio Itapemirim, ES. **Revista Árvore** 38(2): 271-281. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622014000200007>.
- REZENDE, R. A., J. F. PRADO FILHO, F. G. SOBREIRA & T. F. SANTOS, 2010. Dinâmica da cobertura do solo no extremo sul da serra do espinhaço: métricas da paisagem e a conectividade entre áreas protegidas. **Geografia** 35(3): 683-699.
- SANTOS, P. V. C. J., A. C. L. CASTRO, J. M. M. REBÊLO, V. L. FRANÇA & L. S. SOARES, 2017. Tendência pluviométrica em bacia hidrográfica amazônica: impactos potenciais sobre comunidades de peixes. **Revista Espacios** 38(29): 1-17.
- SCHAADT, S. S. & A. C. VIBRANS, 2015. O uso da terra no entorno de fragmentos florestais influencia a sua composição e estrutura. **Floresta e Ambiente** 22(4): 437-445. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/2179-8087.062813>.
- SILVA, C. N., C. A. L. BORDALO & E. V. SILVA, 2016. **Planejamento, conflitos e desenvolvimento sustentável em bacias hidrográficas: experiências e ações**. GAPTA/UFGA, Belém.
- SIQUEIRA, L. P., M. B. MATOS, D. M. S. MATOS, R. C. Q. PORTELA, M. I. G. BRAZ & L. S. LIMA, 2004. Using the variances of microclimate variables to determine edge effects in small atlantic rain forest fragments, south-eastern Brazil. **Ecotropica** 10: 59-64.
- SOUZA, L. M., M. ADAMI, A. M. M. LIMA & W. F. RAMOS, 2017. Avaliação do uso e cobertura da terra em Paragominas e Ulianópolis-PA, utilizando dados do projeto TerraClass. **Revista Brasileira de Cartografia** 69(3) 421-431.
- SOUZA, N. S., W. J. SOUZA & J. M. S. CARDOSO, 2017. Caracterização hidrológica e influência da cobertura do solo nos parâmetros de vazão do Rio das Fêmeas. **Engenharia Sanitária e Ambiental** 22(3): 453-462. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1413-41522017155279>.
- TERRACLASS, 2013. **Uso e cobertura da terra nas áreas desflorestadas da Amazônia Legal**: TerraClass 2008. EMBRAPA/INPE, Brasília/Belém.
- VASCONCELOS, P.G. A., 2015. **Determinantes do desmatamento na Amazônia brasileira**. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade de Brasília, Brasília.
- VASCONCELLOS, R. C., N. E. S. BELTRÃO & A. N. PONTES, 2016. Estimativa da pegada de carbono no setor de soja no município de Paragominas, Pará. **Revista Ibero-Americana de Ciências Ambientais** 7(1): 142-149. DOI: <https://doi.org/10.6008/SPC2179-6858.2016.001.0012>.
- VIDOLIN, G. P., D. BIONDI & A. WANDEMBRUCK, 2011. Análise da estrutura da paisagem de um remanescente de floresta com Araucária, Paraná, Brasil. **Revista Árvore** 35(3): 515-525. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622011000300014>.
- ZHANG, G., S. GUHATHAKURTA, G. DAI, L. WU & L. YAN, 2013. The control of land-use patterns for stormwater management at multiple spatial scales. **Environmental Management** 51(3): 555-570. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00267-012-0004-6>.

## Geospatial methods for morphometric characterization of the Caxiuanã river basin, Amazon, Brazil

### Métodos geoespaciais para caracterização morfométrica da bacia do rio Caxiuanã, Amazônia, Brasil

Milena Marília Nogueira de Andrade<sup>I</sup> | Amílcar Carvalho Mendes<sup>II</sup>

<sup>I</sup>Universidade Federal Rural da Amazônia. Belém, Pará, Brasil

<sup>II</sup>Museu Paraense Emílio Goeldi/MCTIC. Belém, Pará, Brasil

**Abstract:** The aim of this article is to present a morphometric characterization of the Caxiuanã river basin (Pará, Brazil) located in the Caxiuanã National Forest, Melgaço municipality. As a conservation unit, and an isolated area with important natural resources, the use of remote sensing technologies such as radar images and Landsat can provide information about this watershed. Aspects such as drainage network characterization, basin geometry, and relief characteristics were measured through 22 morphometric parameters. This analysis was performed using geoprocessing techniques with ArcHydro and SurfaceAnalysis tools in the ArcGis program. A semi-automatic delimitation of the river basin was carried out from a fusion of radar and optical sensors. The results indicate that the drainage basin of the Caxiuanã River has a developmental dendritic pattern on the sedimentary rocks of the Alter-do-Chão geological formation and alluvial deposits. The basin has an elongated shape which indicates the concentration of the water volume at different points and a low factor form representing low tendency to floods. Morphometric parameters are used for quantitative environmental and physical characterization.

**Keywords:** Hydrology. Geoprocessing. Shuttle Radar Topography Mission (SRTM).

**Resumo:** O objetivo deste artigo é apresentar a caracterização morfométrica da bacia hidrográfica do rio Caxiuanã, localizado na Floresta Nacional de Caxiuanã, no município de Melgaço, Pará. Por ser uma unidade de conservação e uma área isolada com recursos naturais importantes, tecnologias de sensores remoto, tais como imagens de satélite Landsat e de radar, podem prover informações a respeito desta bacia hidrográfica. Aspectos como a caracterização da rede de drenagem, a geometria da bacia e as características do relevo foram mensurados através de 22 parâmetros morfométricos. Esta análise foi obtida com técnicas de geoprocessamento por meio das ferramentas do ArcHydro e do SurfaceAnalysis no programa ArcGis. Foi realizada uma delimitação semiautomática da bacia hidrográfica a partir de fusão de sensores de radar e óptico. Os resultados indicaram que a bacia de drenagem do rio Caxiuanã possui um padrão dendrítico de desenvolvimento, instalado em rochas sedimentares da formação geológica Alter-do-Chão e em depósitos aluvionares. A bacia possui forma alongada, o que indica a concentração do volume de água em diferentes pontos; o baixo valor do fator forma indica uma bacia não susceptível a enchentes. Os parâmetros morfométricos foram utilizados para a caracterização quantitativa ambiental e física.

**Palavras-chave:** Hidrologia. Geoprocessamento. Shuttle Radar Topography Mission (SRTM).

---

ANDRADE, M. M. N. & A. C. MENDES, 2019. Geospatial methods for morphometric characterization of the Caxiuanã river basin, Amazon, Brazil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** 14(2): 271-283.

Autora para correspondência: Milena Marília Nogueira de Andrade. Universidade Federal Rural da Amazônia. Instituto Ciberespacial. Av. Presidente Tancredo Neves, 2501 – Terra Firme. Belém, PA, Brasil. CEP 66077-830 (milena.andrade@ufra.edu.br).

Recebido em 13/12/2018

Aprovado em 30/04/2019

Responsabilidade editorial: Fernando da Silva Carvalho Filho





## INTRODUCTION

The Caxiuanã river basin is part of the Caxiuanã National Forest (CNF) which is a conservation unit stated by law to environmental protection and natural resources conservation (Lisboa, 1997; ICMBio, 2012). The management plan for the CNF indicate among other specific goals to protect the river basins (ICMBio, 2012). The previous knowledge about the local hydrography describes the developed drainage over sedimentary rocks, the water temperature, the physical-chemical water aspects and the location of the rivers sources which are loaded during the high precipitation period (Berredo *et al.*, 2012).

There so to complement the hydrological and morphological information, morphometric aspects can provide a detailed basin description. It has been used in conservation areas to describe relief and drainage patterns and subside environmental management (Felippe *et al.*, 2012; Marques Neto *et al.*, 2008). Worldwide this type of studies uses geospatial techniques for drainage basin analysis (Rai *et al.*, 2017; Franco & Dal Santo, 2015; Biswass *et al.*, 2014; Das *et al.*, 2012; Santos & Sobreira, 2008).

The great lack of studies related to the morphometry of fluvial systems in the northern region of Brazil is due to the deficiency of a cartographic base on a spatial scale suitable for the derivation of the morphometric data, which can be supplied in part with the use of remote sensing images. Remote sensing techniques and Geographical Information System are particularly interesting to be used in conservation unit areas, especially those difficult to access. The parameters of linear, aerial and relief of a basin can be automatic measured (Rai *et al.*, 2017). Images of optical sensors, such as Landsat images, acquire physical-chemical information for visual interpretation and accuracy, whereas radars provide information on topographic and the geometric properties of the study area (Lewis *et al.*, 1998). Additionally, the multi-sensor fusion provide a spectral combination helpful in areas with frequent cloud cover (Pohl & Genderen, 1998), as is the case of the Amazon region.

The study of hydrographic basins is of great importance in the planning of the use of natural resources and environmental diagnostics, precisely because it is the fundamental unit of environmental analysis. Among the several ways of studying the hydrographic basins is the analysis of the morphometric parameters, constitutes one of the first and most common procedures performed in hydrological or environmental analyzes and aims to elucidate the various issues related to the understanding of local and regional environmental dynamics (Teodoro *et al.*, 2007). The relief and the drainage provides information for environmental assessment.

The geomorphology can be interpreted using slope and hypsometric data and geospatial techniques. The range of elevation make possible to interpreted different types of landforms and give base to interpretation of different environments (Kaliraj *et al.*, 2015). Also, the hydrological process all over the earth is an important modifying agent for morphology. Therefore as the basin assumes a range of qualitative aspects it reflects on the relief and can be measured by quantitative characteristics (Goerl *et al.*, 2012).

The most active morphogenetic processes of landscape sculpture are attributed to the stream, which adjust to the climatic, lithological characteristics, differences in the slope and geomorphological evolution of the region (Christofoletti, 1980). Morphometry refers to the quantitative aspects of relief. Among the most used variables for geomorphological, geological, pedological, hidrology and integrated environmental studies, as well as the evaluation of the fragility and vulnerability of the environments are: hypsometry, relief height, slope, drainage density, river frequency. Therefore, a physical evaluation of the environment require accurate information about morphology and morphometry (Rai *et al.*, 2017).

The drainage quantification of a basin provides a description of the hydrological characteristics of a watershed (Strahler, 1964). The influence of drainage morphometry is vital to understanding topographical and landform

development and the geological and geomorphic history of a drainage basin (Rai *et al.*, 2017; Strahler, 1964). Also, systematic study of drainage morphometry can be used to identify indicators of structural influence on drainage development and neotectonic activity (Mantelli & Rossetti, 2009) or to assess vegetation species richness in lakes according to morphometric parameters (Pinheiro, 2015; Ferreira, L. S. *et al.*, 2015). According to Christofolletti (1980) morphometric analysis of river basins provide bases for landscape research. Therefore, the aim of this article it to describe and analyze the morphometry of the Caxiuanã river basin using geospatial methods, quantifying the morphometric parameters, relating them to the geological and geomorphological aspects, culminating with

the presentation of a Digital Elevation Model (DEM) for this basin. The respective characterization will generate information associated to the relief, highlighting the topographic parameters that most influence the structure of the drainage network of its tributaries.

## MATERIAL AND METHODS

### STUDY AREA

The study area corresponds to the north area of the CNF located at Pará State in the Melgaço municipality frontier with Portel, Gurupá and Porto de Moz. It is positioned approximately 328 km from Belém, the capital state, and the access is mainly fluvial (Figure 1).

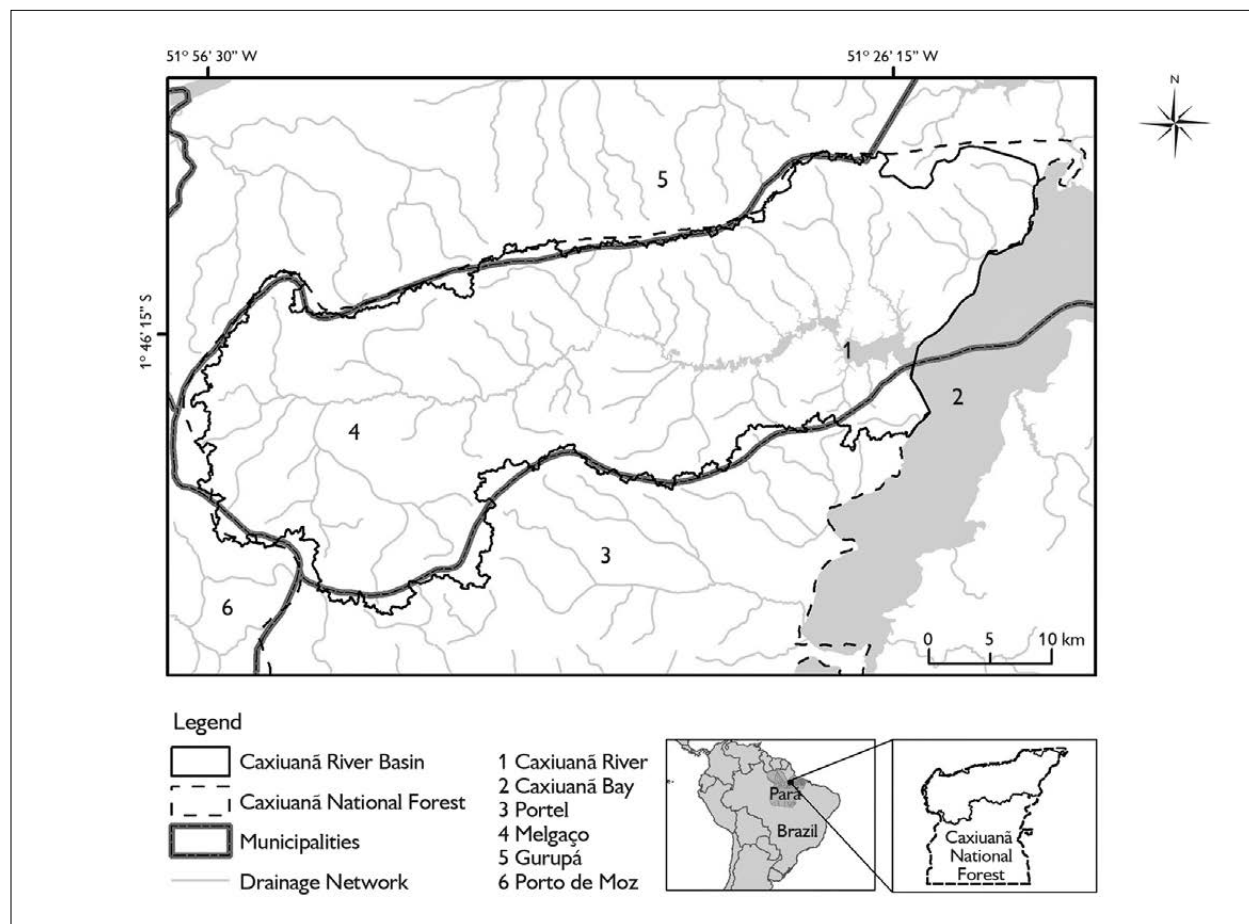


Figure 1. Location of the Caxiuanã basin in CNF. Adapted from ICMBio (2012) and IBGE (2015).

Soils of the study area are mainly yellow latosols with thick and unfertile characteristics (Rodrigues *et al.*, 2011; Piccinin & Ruivo, 2012). The vegetation is dryland dense ombrophilous forest of the lower lands and alluvial dense ombrophilous forest. The latter is locally known and differentiated as *igapó* (forest from floodplains periodically flooded by black water rivers) and *várzea* (forest from floodplains periodically flooded by white water rivers) (Ferreira, L. V. *et al.*, 2005; Behling & Costa, 2000). According the climatic Köppen classification is an “Am” tropical zone with a monsoon, having an annual rainfall of between 2,500 and 3,000 mm, and an average temperature of  $25.7 \pm 0.8^\circ\text{C}$  (Alvares *et al.*, 2014; Oliveira *et al.*, 2008).

The Caxiuanã River is the most prominent drainage running into Caxiuanã Bay. The bay has an 11-km-wide mouth and is a wide stretch of the Anapu River (ICMBio, 2012). Geological units of the area include the Alter-do-Chão Formation, composed of sedimentary rocks such as

sandstones and mudstones formed during the Cretaceous period (João, 2013). Along the main rivers alluvial deposits represent the Holocene in the study area (CPRM, 2010). The sediments are clay and sand deposited on fluvial-lacustrine alluvial plains (Latrubesse, 2008).

The relief of these rock formations form geomorphological domains of low plateaus from the central-east amazon and amazon plains. The extensive tabular aspect sustained by mature lateritic profiles is compounded by an aluminum-iron crust that decreases the intensity of erosional processes and, the amazon plain corresponds to a lower accumulation area (Teixeira & Dantas, 2013).

## METHODS

The methods include a spatial analysis of hydrological and surface parameters using Shuttle Radar Topography Mission (SRTM) and Landsat images, image fusion from a series of geoprocessing tools in Arcgis 10.3 and fieldwork (Figure 2).

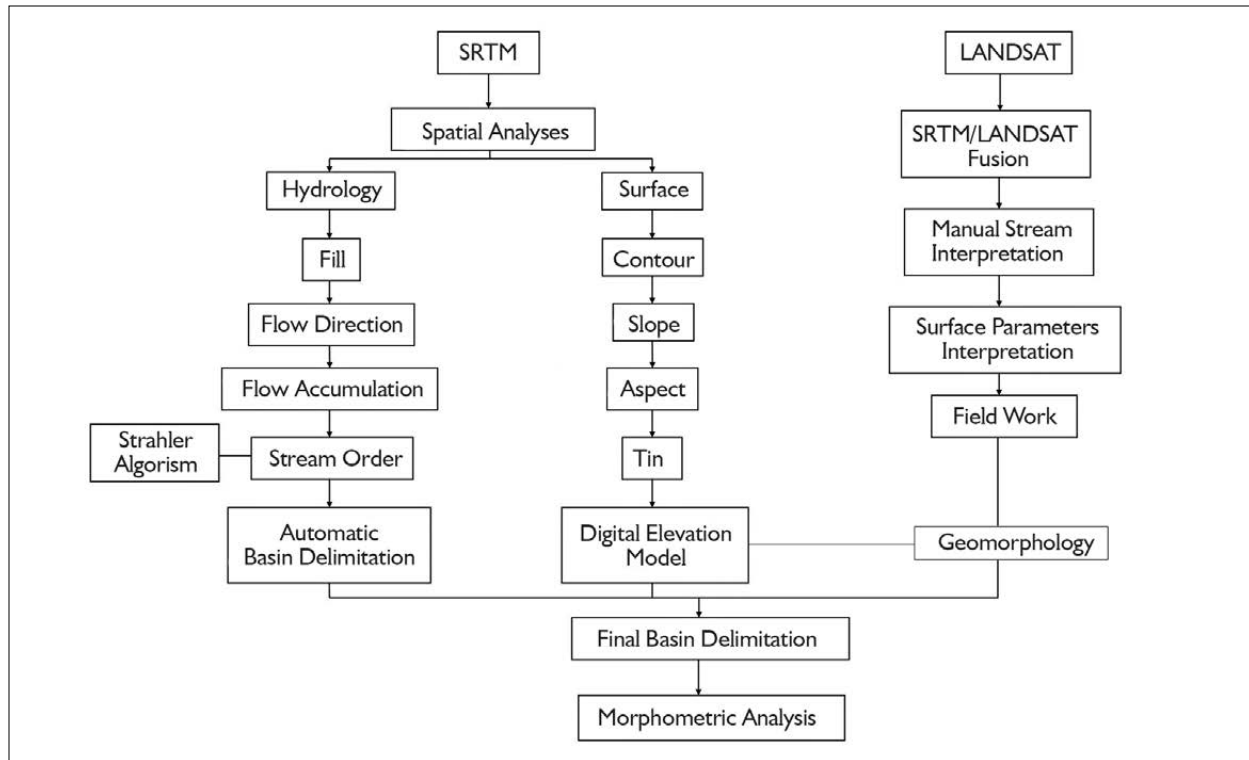


Figure 2. Flowchart of the methodology used to process the Landsat and SRTM images.

The initial step was to extract the drainage network and the hypsometric contours for relief parameters using SRTM with a spatial resolution of 1 arc-second for global coverage (~30 meters) available at U.S. Geological Survey and with word wild distribution (Valeriano & Carvalho Júnior, 2003). To reach the automatic basin delimitation it was necessary to correct some errors from the SRTM filling common discontinuous pixel information in Amazon low areas (Valeriano & Rossetti, 2008).

Drainage extraction from SRTM Digital Elevation Model (DEM) assumes that water will flow from higher to lower elevations but it needs a systematic and organized method to get accurate results (Magesh & Chandrasekar, 2014). The direction of flow and the accumulated flow into each cell indicates where the channel areas established. Therefore the program indicate the local of main channels. The output of this method is a basis for creating stream order vectors that correspond to river hierarchy according to Strahler (1964) order numbers. The automatic basin delimitation follows the identification of the flow until the stream order and basin determination (Biswass *et al.*, 2014).

After the basin delimitation it was possible calculate twenty two morphometric parameters organized according to basin geometry, drainage network, drainage texture analysis and relief characteristics (Pareta & Pareta, 2012). Seven parameters of basin geometry, five from drainage network, and two for drainage texture analysis according to its own formulas (Table 1).

The surface spatial analysis initiated using a 10 m contour curve interval. The hypsometric curve features were the basis for generating slope, aspect, and a Triangular Irregular Network (TIN) model for the Digital Elevation Model (DEM) (Valeriano & Rossetti, 2008). Although, for downscaling the basin delimitation to the study area, it was necessary to integrate pan-sharpening using an SRTM panchromatic image with a Landsat GeoCover 2000 mosaic. This Landsat GeoCover 2000 mosaic was in a geotiff format, ETM sensor and 2001

latest acquisition date, Datum WGS84, zone 22S. For the study area the orbits/points were 225/61.

The data fusion increased the quality of remote information to analyze, compare and correct eventual errors of the automatic stream surface parameters. The geomorphology was generate according Dantas & Teixeira (2013) relief units delimitation for Pará state, based on slope and topographic amplitude. The parameters of Ross (1992) were used to identify features of relief patterns, top and valley geometry.

To verify the automatic and manual results a fieldwork occurred in March 2017 when GPS control points were collected around the study area. Using relief and hydrological aspects after multi-sensor fusion it was possible to manually delimit the south and east limit of the Caxiuanã basin.

## RESULTS AND DISCUSSION

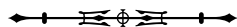
The calculation of morphometric parameters for drainage and relief the Caxiuanã basin are expressed in 22 parameters (Table 1). The total basin area is 1,157 km<sup>2</sup>, with 270 km of perimeter and 58 km of basin length.

Although sufficient data on local topographic conditions are not yet available, this river can be classified as being of lowland, where it becomes evident the existence of meanders mainly in its medium and low course. The density of the drainage is 1.18 km/km<sup>2</sup>, which indicates low density (Strahler, 1960 *apud* Christofolletti, 1980). This result is associated with landform features, climate, vegetation, soil and rock characteristics (Kelson & Wells, 1989). The stream frequency of the whole basin is 0.60 stream number/km<sup>2</sup>, and low values indicate a permeable sub-surface material and low relief (Reddy *et al.*, 2004).

The compactness coefficient is 2.2 which indicates a low tendency to flood. This coefficient represents the ratio of the perimeter of the watershed to the circumference of the circular area, which equals the area of the watershed (Villela & Mattos, 1975). Floods tend to occur as the value approximates 1 (Cardoso *et al.*, 2006).

Table 1. Morphometric parameters calculated for 22 parameters in the Caxiuanã River basin.

Morphometric parameters	Formula	Results	Units	Reference
Basin Geometry				
Basin area (A)	A	1,157	km <sup>2</sup>	Strahler (1957); Schumm (1956)
Basin length (Lb) Kms	Calculated from DEM data in GIS	58	km	Schumm (1956)
Basin perimeter	P	270	km	Schumm (1956)
Compactness coefficient (Cc)	$Cc = 0.28 * P / \sqrt{A}$	2.2	Dimensionless	Villela & Mattos (1975)
Form factor (Ff)	$Ff = A / (Lb^2)$	0.34	Dimensionless	Horton (1945)
Elongation ratio (Er)	$Re = 2 / Lb * (A / \pi)^{0.5}$	0.66	Dimensionless	Schumm (1956)
Sinuosity index (Si)	$Si = L / Lt$	1.2	Dimensionless	Schumm (2003)
Drainage network				
Stream order	Hierarchical rank	1 to 6	Dimensionless	Strahler (1964)
Stream number (Nu)	$Nu = N1 + N2 \dots Nn$	696	Number	Horton (1945)
Stream length (Lu) km	$Lu = L1 + L2 + \dots Ln$	1367	km	Das <i>et al.</i> (2012)
Mean Stream Length (Lsm)	$Lsm = Lu / Nu$	1.9	km	Strahler (1964)
Principal river length (L)	Calculated from DEM data in GIS	60	km	Strahler (1964)
Drainage texture analysis				
Drainage density (Dd)	$Dd = Lu / A$	1.18	km/km <sup>2</sup>	Christofoletti (1980); Beltrame (1994)
Stream frequency (Fs)	$Fs = Nu / A$	0.60	Stream number/km <sup>2</sup>	Horton (1945)
Relief characteristics				
Maximum height of the basin (Z) m	Calculated from DEM data in GIS	70	m	Pareta & Pareta (2012)
Height of basin mouth (z) m	Calculated from DEM data in GIS	10	m	Christofoletti (1980)
Contour interval (m)	Calculated from DEM data in GIS	10	m	Christofoletti (1980)
Total basin relief (R)	$R = H - h$ (height of the mouth)	60	m	Strahler (1952)
Relief ratio (Rhl)	$Rhl = H / Lb$	1	Dimensionless	Schumm (1956)
Ruggedness number (Rn)	$Rn = H * Dd$	70	Dimensionless	Strahler (1964)
Gradient ratio (Rg)	$Rg = (Z - z) / Lb$	1	m/km	Sreedevi <i>et al.</i> (2005)
Slope analysis	Slope degree = Arctan (Rise/Run)	0°-3°	Grade	Christofoletti (1980)



The form factor according to Horton (1945) is the calculation of the ratio of the area of the basin and the square of the basin length. For the Caxiuanã basin it is 0.34 which corresponds to an elongated basin with a low probability of floods. Also, the elongation rate for the study area is 0.66, corresponding to an elongated basin. The latter was calculated as the ratio of the diameter of a circle of the same area as the basin to the maximum basin length (Schumm, 1956).

According Christofolletti (1980), when the canal, due to fluvial dynamics, presents curved lineage, with sinuosity indexes between 1.1 and 1.5, can be considered as sinuous. Practically, this category appears as transitional between that of the straight channels and that of the meanders, and as the curves become regular, frequent and of similar amplitude, the pattern distances itself from the rectilinear and approaches the meandric. The sinuosity index 1.2 indicates a river pattern of low sinuosity, as slightly meandering. That is an intermediary value from straight to sinuous river evolution. However Schumm (2003) argues that the division between meandering and straight channels is arbitrary, but the sinuosity index over 1.2 indicates tendency to meander of channel pattern.

As for the global flow of its waters, the basin of the Caxiuanã River can be classified as endorreic, since the fluvial flow is directed towards the Caxiuanã Bay. The drainage network analysis results in stream order classification up to sixth order (Figure 3A). The Caxiuanã River corresponds to the highest (sixth order) at middle and lower basin area, an up to fifth order at high basin source area.

The rivers in third and fourth order are mainly connects to the Caxiuanã River and corresponds to flooded areas colonized by *igapó* vegetation (Figura 4A). These rivers have an average of 150m width and are permanent drainage with black water characteristics. The principal rivers are *igarapé* Curuá, Caxiuanã, Puraquequara, Tijucaquara, Sapucuzinho, Ararua and Umarizal (Moraes, 2006).

In the study area there are several micro channels interconnections that in the map scale representation does not appear. According to Bridge (2003, p. 3) "objective definition of stream segments is difficult because identification of stream

segments of the smallest order of magnitude is very much dependent on the map scale and on the discharge condition of the streams, when the map was constructed". So, all this interconnections creates a plain surface at the border of floodplain that are susceptible to flooding during rainy season. Besides that, the soil at the study area has an low capacity of infiltration and precipitation has an average of 2,452.9 mm annually (Piccinin & Ruivo, 2012; Barbosa *et al.*, 2015).

The expressive drainage of first and second order network do not always present a permanent drainage in the actual valley (Prost, 2012). Mainly of this both drainage order were extract by automatic relief runoff pattern. Therefore the water flux tend to drain in this direction in case of rainfall.

The geomorphological map displays the relief units: floodplain, dissected low plateau and low plateau (Figure 3B). The fist are low area delimited by low topography contour lines and low slope ( $0^{\circ}$ - $1^{\circ}$ ). The floodplain comprises an area influenced by the penetration of the hydrographic network in the holocene sediments, where there is a gradual increase in the width of the alluvial plain, which comprises the fluvial valley strip composed of alluvial sediments bordering the water courses and seasonally flooded in the period floods. This is the area with lower altitudes, 10-30 m, and with soft slopes ( $< 3^{\circ}$ ). However at the border of floodplain areas is possible to observe values up to  $3^{\circ}$  corresponding to the marginal alluvial dikes. The dissected low plateaus have low slope ( $0^{\circ}$ - $2^{\circ}$ ) and topographic amplitude varying from 30 up to 50 m. The low plateaus have a topographic amplitude over 51 m.

The northeast drainage that flow direct to Caxiuanã bay have the *várzea* environment and should be grouped in a different sub basin (Figure 4B). The *várzea* are flooded periodically by white and muddy waters and the vegetation grow over a clay soil (Ferreira, L. V. *et al.*, 2012).

There are 696 streams with a total stream length of 1,367 km and a mean stream length of 1.9 km. However the first and second order sum of the length are 1,029 km and permanent rivers from third, fourth and five order are 278 in total.



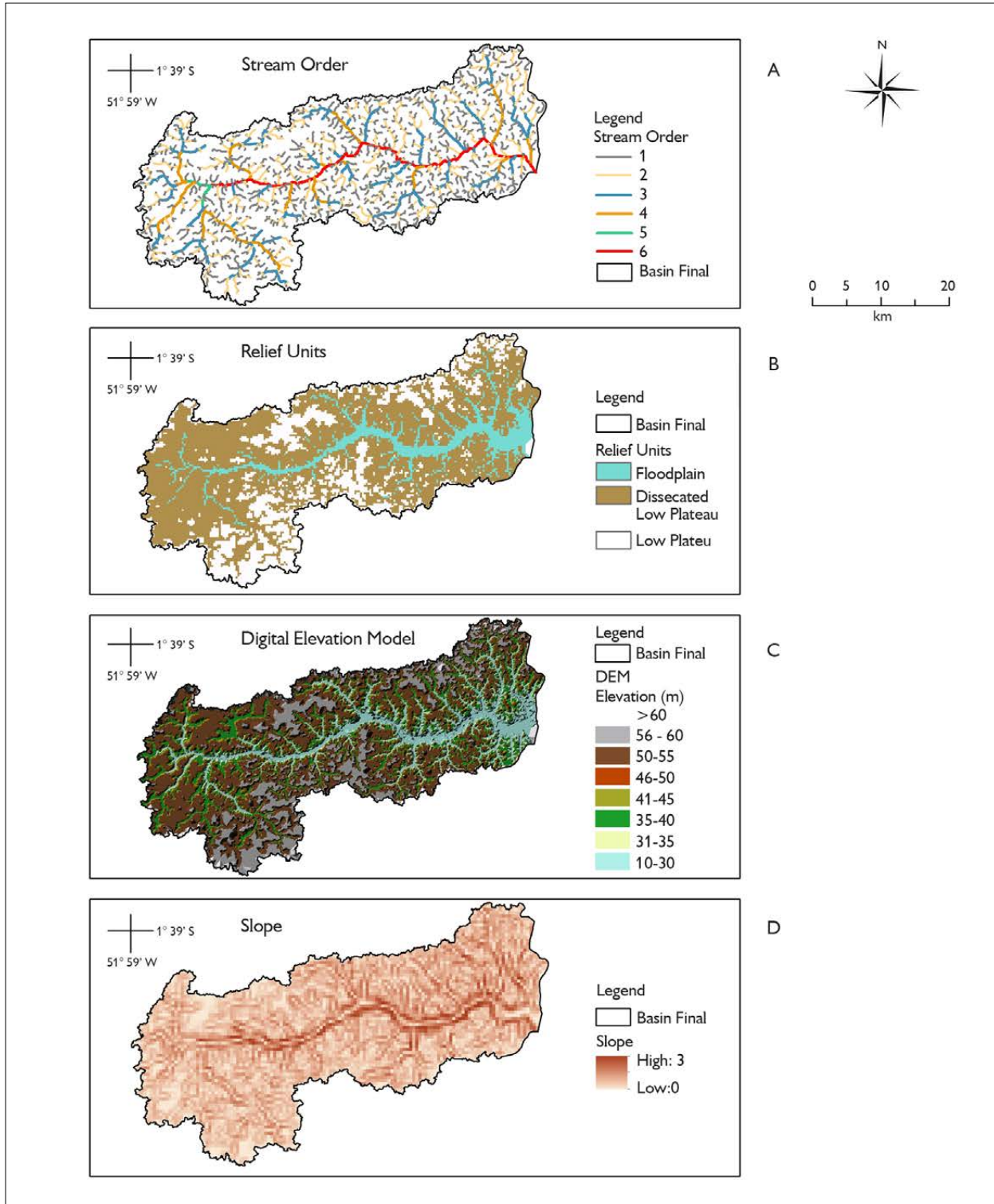


Figure 3. Maps of the Caxiuanã river basin related to stream order (A), relief units (B) elevation (C), and slope (D). Maps: Milena Andrade.



The stream length designates the total length of the stream network of each of the consecutive orders in a basin; it relates to a measure of the hydrological characteristics of the bedrock and the drainage extent (Horton, 1945). The length of stream segments is maximum for first order and decreases as the order increases. The principal river is the Caxiuanã which has a length of 60 km.

The drainage texture analysis indicates a dendritic to sub-dendritic pattern that is mainly developed over the sedimentary rocks of the Alter-do-Chão Formation and alluvial deposits.

It should be noted that river diversions are common and are caused by changes in local valleys gradients associated for

example, with tectonism, deposition and erosion processes (Schumm *et al.*, 2000). According to Miall (1996) many rivers flow either parallel or transverse to the structural grain of the landscape. In this context, it is possible to observe specific stretches displaying a rectangular pattern under tectonic orientation NNW-SE, as a secondary pattern. According to Costa *et al.* (1996) this orientation together with E-W and NE-SW are the main tectonic and geomorphological aspect of Amazon basin expressed in the drainage pattern network. Also the formation of Caxiuanã bay is related to middle/late Holocene period during a fault reactivation along NNW-SSE orientated strike slip zone which ultimately led to the enlargement of the river paleovalley (Rossetti & Valeriano, 2007).



Figure 4. Environmental aspects of the study area: A) flooded plain areas colonized by *igapó* vegetation in rivers of low order; B) aquatic vegetation in *várzea* area at Caxiuanã bay; C) inland landscape; D) scarp border with 3° of slope at Caxiuanã river margin. Photos: Milena Andrade.

The relief characterization includes 70 m for the maximum height of the basin and 10 m for the lowest value, which corresponds to the elevation at the basin mouth (Figure 3C). The total basin relief is 60 m. Higher values corresponds to inland landscape and according to Prost (2012) are described as low plateaus (Figure 4C).

The relief ratio for the study area is 1. It is the difference in elevation between the highest point and lowest point of a watershed and the longest dimension of the basin parallel to the principal drainage line according to Strahler (1952). The gradient ratio is 1 and the slope varies between 1° and 3°; higher slopes are at the border of inland areas (Figures 3D and 4D). The Caxiuanã basin ruggedness number is 70. This number is the product of the basin relief and the drainage density and usefully combines slope steepness with its length (Strahler, 1964).

## CONCLUSIONS

The proposal to subsidize the obtaining of morphometric data through remote sensing products (such as LANDSAT and SRTM images) and geoprocessing software demonstrate the feasibility and practicality of the use of geotechnologies in the automatic obtaining of such data and values for a later qualitative, analytical and comparative analysis.

The multi-sensor fusion approach facilitates analysis of the basin delimitation and the confirmation of different morphometric parameters based on the stream. The 22 morphometric parameters of the Caxiuanã basin reveal that lower order streams dominate this region. The sixth order river corresponds to the Caxiuanã that runs into Caxiuanã Bay, characterizing an endorheic basin. The elongation form, the form factor and low compactness coefficient calculation indicate a low tendency to flood. Although, the area does have low influence of dynamic tide and water level variation.

The drainage density was considered low, indicating a low relation between the length of and the area of the basin, which indicates an efficient flow of water and good infiltration into the water table, that is, a lower propensity to flood.

The Caxiuanã river basin has indication of structural control due the abrupt 90° curves along the river that indicate previous tectonic movement. And the Caxiuanã River has a pattern of low meandering stream according to sinuosity index what indicate and intermediary pattern between straight and meandering. The relief is higher to the north and southeast in the basin area and the slope is mainly low. It was possible to differentiate the floodplain areas from low plateaus according to the topography and slope.

## ACKNOWLEDGMENTS

The authors are grateful to the *Laboratório de Análises Espaciais - Unidade de Análises Espaciais (UAS/MPEG)* for scientific support during the spatial analysis, to Ferreira Penna Scientific Research Station for logistical and human support during the field period and especially to Dr. A. Gil, Msc. L. Scheineder and J. Maciel-Silva from *Museu Paraense Emílio Goeldi*.

## REFERENCES

- ALVARES, C. A., J. L. STAPE, P. C. SENTELHAS, J. L. M. GONÇALVES & G. SPAROVEK, 2014. Köppen's climate classification map for Brazil. *Meteorologische Zeitschrift* 22(6): 711-728. DOI: <https://doi.org/10.1127/0941-2948/2013/0507>.
- BARBOSA, P. H. D., A. C. L. COSTA, A. C. CUNHA & J. A. SILVA JUNIOR, 2015. Variabilidade de elementos meteorológicos e de conforto térmico em diferentes ambientes na Amazônia brasileira. *Revista Brasileira de Climatologia* 11(17): 98-118. DOI: <http://dx.doi.org/10.5380/abclima.v17i0.43048>.
- BEHLING, H. & M. L. COSTA, 2000. Holocene environmental changes from the Rio Curuá record in the Caxiuanã Region, Eastern Amazon Basin. *Quaternary Research* 53(3): 369-377. DOI: <https://doi.org/10.1006/qres.1999.2117>.
- BELTRAME, A. V., 1994. *Diagnóstico do meio físico de bacias hidrográficas: modelo e aplicação*. EdUFSC, Florianópolis.
- BERREDO, J. F., D. M. B. MELO, M. M. RIBEIRO, A. C. MIGIYAMA & M. E. SALES, 2012. Hidrografia da Floresta Nacional de Caxiuanã. In: INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (Ed.): *Plano de Manejo da Floresta Nacional de Caxiuanã*: 128-132. ICMBio, Brasília.
- BISWASS, A., D. D. MAJUMDAR & S. BANERJEE, 2014. Morphometry governs the dynamics of a drainage basin: analysis and implications. *Geography Journal* 2014: Article ID 927176. DOI: <http://dx.doi.org/10.1155/2014/927176>.

- BRIDGE, J. S., 2003. **Rivers and floodplain**: forms, processes and sedimentary records. Blackwell Publishing, Cornwall.
- CARDOSO, C. A., H. C. T. DIAS, C. P. B. SOARES & M. S. VENÂNCIO, 2006. Caracterização morfométrica da bacia hidrográfica do rio Debossan, Nova Friburgo, RJ. **Revista Árvore** 30(2): 241-248. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-67622006000200011>.
- CHRISTOFOLETTI, A., 1980. **Geomorfologia**. Blucher, São Paulo.
- COMPANHIA DE PESQUISA E RECURSOS MINERAIS (CPRM), 2010. **Mapa geológico do estado do Pará**. Disponível em: <http://www.cprm.gov.br/publique/Geologia/Geologia-Basica/Cartografia-Geologica-Regional-624.html>. Acesso em: 1 maio 2016.
- COSTA, J. B. S., R. L. BERMEGUY, Y. HASUI, M. S. BORGES, C. R. P. FERREIRA JR., P. E. L. BEZERRA, M. L. COSTA & J. M. G. FERNANDES, 1996. Neotectônica da região amazônica-aspectos tectônicos, geomorfológicos e deposicionais. **Geonomos** 4(2): 23-44.
- DANTAS, M. & S. TEIXEIRA, 2013. Origem das paisagens. In: X. S. J. JOÃO, S. G. TEIXEIRA & D. D. F. FONSECA (Org.): **Geodiversidade do estado do Pará**: 23-52. CPRM, Belém.
- DAS, A., M. MONDAL, B. DAS & A. R. GHOSH, 2012. Analysis of drainage morphometry and watershed prioritization in Bandu Watershed, Purulia, West Bengal through remote sensing and GIS technology – a case study. **International Journal of Geomatics and Geosciences** 2(4): 995-1013.
- FELIPPE, M. F., C. A. SILVA, A. H. SOUZA & A. P. M. JUNIOR, 2012. Caracterização morfométrica dos compartimentos do relevo do Parque Nacional da Serra do Cipó, Serra do Espinhaço Meridional – Minas Gerais. **Revista Espinhaço** 1(1): 3-14.
- FERREIRA, L. S., J. H. CATTÂNIO & M. A. JARDIM, 2015. Efeito da topografia e da precipitação na florística e na produção de liteira em Caxiuanã, Pará. **Revista Árvore** 39(6): 995-1005. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/0100-67622015000600002>.
- FERREIRA, L. V., S. S. ALMEIDA, D. D. AMARAL & P. PAROLI, 2005. Riqueza e composição de espécies da floresta de igapó e várzea da Estação Científica Ferreira Penna: subsídio para o plano de manejo da Floresta Nacional de Caxiuanã. **Pesquisas, Botânicas** (56): 103-116.
- FERREIRA, L. V., A. S. L. SILVA & S. S. ALMEIDA, 2012. Diagnóstico da vegetação da Floresta Nacional de Caxiuanã. In: INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio): **Plano de Manejo da Floresta Nacional de Caxiuanã**: Anexo 6, 1-6. ICMBio, Brasília.
- FRANCO, A. C. V. & M. A. DAL SANTO, 2015. Contribuição da morfometria para o estudo das inundações na sub-bacia do rio Luis Alves/SC. **Mercator** 14(3): 151-167. DOI: <http://dx.doi.org/10.4215/RM2015.1403.0009>.
- GOERL, R. F., M. KOBIYAMA & I. SANTOS, 2012. Hidrogeomorfologia: princípios, conceitos, processos e aplicações. **Revista Brasileira de Geomorfologia** 13(2): 103-111. DOI: <http://dx.doi.org/10.20502/rbg.v13i2.166>.
- HORTON, R. E., 1945. Erosional development of streams and their drainage basins: hydrophysical approach to quantitative morphology. **Geological Society of American Bulletin** 56(3): 275-370. DOI: [https://doi.org/10.1130/0016-7606\(1945\)56\[275:EDO SAT\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1130/0016-7606(1945)56[275:EDO SAT]2.0.CO;2).
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE), 2015. **Bases cartográficas contínuas de hidrografia**. Disponível em: [http://downloads.ibge.gov.br/downloads\\_geociencias.htm](http://downloads.ibge.gov.br/downloads_geociencias.htm). Acesso em: 1 maio 2017.
- INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio), 2012. **Plano de Manejo da Floresta Nacional de Caxiuanã – PA**: volume de diagnóstico. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/biodiversidade/unidades-de-conservacao/biomas-brasileiros/amazonia/unidades-de-conservacao-amazonia/1928-flona-de-caxiuana.html>. Acesso em: 1 junho 2017.
- JOÃO, X. S. J., 2013. Arcabouço geológico-tectônico e implicações metalogenéticas. In: X. S. J. JOÃO, S. G. TEIXEIRA & D. D. F. FONSECA (Org.): **Geodiversidade do estado do Pará**: 15-22. CPRM, Belém.
- KALIRAJ, S., N. CHANDRASEKAR & N. S. MAGESH, 2015. Morphometric analysis of the River Thamirabarani sub-basin in Kanyakumari District, South West coast of Tamil Nadu, India, using remote sensing and GIS. **Environmental Earth Sciences** 73(11): 7375-7401. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12665-014-3914-1>.
- KELSON, K. I. & S. G. WELLS, 1989. Geologic influences on fluvial hydrology and bedload transport in small mountainous watersheds, northern New Mexico, USA. **Earth Surface Processes and Landforms** 14(8): 671-690. DOI: <https://doi.org/10.1002/esp.3290140803>.
- LATRUBESSE, E. M., 2008. Patterns of anabranching channels: the ultimate end-member adjustment of mega rivers. **Geomorphology** 101(1-2): 130-145. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.geomorph.2008.05.035>.
- LEWIS, A. J., F. M. HENDERSON & D. W. HOLCOMB, 1998. Radar fundamentals: the geosciences perspective. In: F. HENDERSON & A. LEWIS (Ed.): **Principles & applications of imaging radar, manual of remote sensing**: 132-181. John Wiley, New York.
- LISBOA, P. L. B., 1997. **Caxiuanã**. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém.
- MAGESH, N. S. & N. CHANDRASEKAR, 2014. GIS model-based morphometric evaluation of Tamiraparani subbasin, Tirunelveli district, Tamil Nadu, India. **Arabian Journal of Geoscience** 7(1): 131-141. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12517-012-0742-z>.



- MANTELLI, L. R. & D. F. ROSSETTI, 2009. Significado tectônico de lineamentos de drenagem no sudoeste da ilha do Marajó. **Revista Brasileira de Geociências** 39(1): 2-13.
- MARQUES NETO, R. M., F. S. GONÇALVES, R. M. CONCEIÇÃO, F. S. FERNANDES, J. R. M. VIEIRA & N. G. SIMAS, 2008. Morfometria do relevo na bacia do rio da Cachoeira no contexto do plano de manejo da Floresta Nacional de Passa Quatro (MG). **Raega** (16): 119-128. DOI: <http://dx.doi.org/10.5380/raega.v16i0.10442>.
- MIALL, A. D., 1996. **The geology of fluvial deposits**. Springer-Verlag, New York.
- MORAES, E. N. R., 2006. **Diversidade, aspectos florísticos e ecológicos dos musgos (Bryophyta) da Estação Científica Ferreira Penna, FLONA de Caxiuanã, Pará, Brasil**. Dissertação (Mestrado em Botânica) - UFRA/MPEG, Belém.
- OLIVEIRA, L. L., R. F. COSTA, F. A. S. SOUSA, A. C. L. COSTA & A. P. BRAGA, 2008. Precipitação efetiva e interceptação em Caxiuanã, na Amazônia Oriental. **Acta Amazonica** 38(4): 723-732. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672008000400016>.
- PARETA, K. & U. PARETA, 2012. Quantitative geomorphological analysis of a watershed of Ravi River Basin, H. P. India. **International Journal of Remote Sensing and GIS** 1(1): 41-56.
- PICCININ, J. & M. L. RUIVO, 2012. Os solos da Floresta Nacional de Caxiuanã. In: INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio). **Plano de Manejo da Floresta Nacional de Caxiuanã**: 120-127. ICMBio, Brasília.
- PINHEIRO, M. N. M., 2015. Morfologia e morfometria de lagos e sua influência nas macrófitas aquáticas em Roraima, Brasil. In: I. C. G. VIEIRA, M. A. G. JARDIM & E. J. P. ROCHA (Ed.): **Amazônia em tempo: estudos climáticos e socioambientais**: 379-392. UFPA/MPEG/ EMBRAPA (Série Amazônia em Tempo), Belém.
- POHL, C. & L. GENDEREN, 1998. Review article multisensor image fusion in remote sensing: concepts, methods and applications. **International Journal of Remote Sensing** 19(5): 823-854. DOI: <https://doi.org/10.1080/014311698215748>.
- PROST, M. T., 2012. Caracterização dos fatores abióticos: geomorfologia. In: INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (Ed.). **Plano de Manejo da Floresta Nacional de Caxiuanã**: Anexo 4. ICMBio, Brasília.
- RAI, P. K., K. MOHAN, S. MISHRA, A. AHMAD & V. N. MISHRA, 2017. A GIS-based approach in drainage morphometric analysis of Kanhar River Basin, India. **Applied Water Science** 7(1): 217-232. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13201-014-0238-y>.
- REDDY, O. G. P., A. K. MAJI & S. K. GAJBHIYE, 2004. Drainage morphometry and its influence on landform characteristics in a basaltic terrain, Central India—a remote sensing and GIS approach. **International Journal of Applied Earth Observation and Geoinformation** 6(1): 1-16. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jag.2004.06.003>.
- RODRIGUES, H. J. B., L. D. A. SÁ, L. P. RUIVO, A. C. L. COSTA, R. B. SILVA, Q. L. MOURA & I. F. MELLO, 2011. Variabilidade quantitativa de população microbiana associada às condições microclimáticas observadas em solo de floresta tropical úmida. **Revista Brasileira de Meteorologia** 26(4): 629-638. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-77862011000400012>.
- ROSS, J. L. S., 1992. O registro cartográfico dos fatos geomórficos e a questão da taxonomia do relevo. **Revista do Departamento de Geografia** 6: 17-29. DOI: <https://doi.org/10.7154/RDG.1992.0006.0002>.
- ROSSETTI, D. F. & M. M. VALERIANO, 2007. Evolution of the lowest amazon basin modeled from the integration of geological and SRTM topographic data. **CATENA** 70(2): 253-265. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.catena.2006.08.009>.
- SANTOS, C. A. & F. G. SOBREIRA, 2008. Análise morfométrica como subsídio ao zoneamento territorial: o caso das bacias do Córrego Carioca, Córrego do Bação e Ribeirão Carioca na região do Alto Rio das Velhas-MG. **REM: Revista Escola de Minas** 61(1): 77-85. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0370-44672008000100013>.
- SCHUMM, S. A., 1956. Evolution of drainage systems and slopes in bad lands at Perth Amboy, New Jersey. **Geological Society of America Bulletin** 67(5): 597-646. DOI: [https://doi.org/10.1130/0016-7606\(1956\)67\[597:EODSAS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1130/0016-7606(1956)67[597:EODSAS]2.0.CO;2).
- SCHUMM, S. A., J. F. DUMONT & J. M. HOLBROOK, 2000. **Active tectonics and alluvial rivers**. Cambridge University Press, Cambridge.
- SCHUMM, S. A., 2003. **The fluvial system**: 1-332. The Blackburn Press, New Jersey.
- SREEDEVI, P. D., K. SUBRAHMANYAM & A. SHAKEEL, 2005. The significance of morphometric analysis for obtaining groundwater potential zones in a structurally controlled terrain. **Environmental Geology** 47(3): 412-420. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00254-004-1166-1>.
- STRAHLER, A. N., 1952. Hypsometric (area-altitude) analysis of erosional topography. **Geological Society of America Bulletin** 63(11): 1117-1142. DOI: [https://doi.org/10.1130/0016-7606\(1952\)63\[1117:HAAOET\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1130/0016-7606(1952)63[1117:HAAOET]2.0.CO;2).
- STRAHLER, A. N., 1957. Quantitative analysis of watershed geomorphology. **Transactions of American Geophysics Union** 38(6): 913-920. DOI: <https://doi.org/10.1029/TR038i006p00913>.
- STRAHLER, A. N., 1964. Quantitative geomorphology of drainage basin and channel network. In: V. CHOW (Ed.): **Handbook of applied hydrology**: 439-476. McGraw Hill, New York.
- TEIXEIRA, S. & M. DANTAS, 2013. Origem das paisagens. In: X. S. J. JOÃO, S. G. TEIXEIRA & D. D. F. FONSECA (Org.): **Geodiversidade do estado do Pará**: 23-52. CPRM, Belém.

TEODORO, V. L. I., D. TEIXEIRA, D. J. L. COSTA & B. B. FULLER, 2007. O conceito de bacia hidrográfica e a importância da caracterização morfométrica para o entendimento da dinâmica ambiental local. **Revista Uniara** (20): 137-156.

VALERIANO, M. M. & O. A. CARVALHO JÚNIOR, 2003. Geoprocessamento de modelos digitais de elevação para mapeamento da curvatura horizontal em microbacias. **Revista Brasileira de Geomorfologia** 4(1): 17-29. DOI: <http://dx.doi.org/10.20502/rbg.v4i1.17>.

VALERIANO, M. M. & D. F. ROSSETTI, 2008. Topographic modeling of Marajó island with SRTM data. **Revista Brasileira de Geomorfologia** 9(1): 53-64. DOI: <http://dx.doi.org/10.20502/rbg.v9i1.101>.

VILLELA, S. M. & A. MATTOS, 1975. **Hidrologia aplicada**. Mc Graw Hill, São Paulo.



# BOLETIM DO MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI. CIÊNCIAS NATURAIS

## INSTRUÇÕES AOS AUTORES

### Objetivos e política editorial

O **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** tem como missão publicar trabalhos originais em biologia (zoologia, botânica, biogeografia, ecologia, taxonomia, anatomia, biodiversidade, vegetação, conservação da natureza) e geologia. A revista aceita colaborações em português, espanhol e inglês (Inglaterra) para as seguintes seções:

**Artigos Científicos** – textos analíticos originais, resultantes de estudos e pesquisas com contribuição efetiva para o avanço do conhecimento.

**Notas de Pesquisa** – relato preliminar sobre observações de campo, dificuldades e progressos de pesquisa em andamento, ou em fase inicial, enfatizando hipóteses, comentando fontes, resultados parciais, métodos e técnicas utilizados.

**Memória** – seção que se destina à divulgação de acervos ou seus componentes que tenham relevância para a pesquisa científica; de documentos transcritos parcial ou integralmente, acompanhados de texto introdutório; e de ensaios biográficos, incluindo obituário ou memórias pessoais.

**Resenhas Bibliográficas** – texto descritivo e/ou crítico de obras publicadas na forma impressa ou eletrônica.

### Apresentação de originais

O Boletim recebe contribuições somente em formato digital. Os arquivos digitais dos artigos devem ser submetidos online na plataforma via o site da revista (<https://boletimcn.museu-goeldi.br/ojs/?journal=bcnaturais&page=login>), fornecendo obrigatoriamente as informações solicitadas pela plataforma.

### Cadastramento

O(s) autor(es) deve(m) realizar o cadastro, criando uma conta pessoal na plataforma online, na seção “Cadastro” (<https://boletimcn.museu-goeldi.br/ojs/?journal=bcnaturais&page=user&op=register>), e preencher corretamente o perfil. O cadastramento/criação de uma conta precisa ser feito somente uma vez. Após isso, a conta deve ser usada para todas as submissões de trabalhos, revisões e pareceres.

### Encaminhamento

1. Faça seu cadastro como Autor ou, caso já possua cadastro, clique em Acesso (<https://boletimcn.museu-goeldi.br/ojs/?journal=bcnaturais&page=login>), para iniciar a Submissão de seu trabalho;
2. Para acessar seu perfil, clique em login, na parte superior da tela;
3. Para fazer a Submissão do seu trabalho, clique no botão “Nova Submissão”, no canto esquerdo da tela; Abrirá uma tela com as normas da revista e condições para submissão. Lembre-se de marcar os itens obrigatórios, destacados com asterisco;
4. Escolha a seção e confirme todos os requisitos para a submissão. Caso haja algum comentário para o Editor (possíveis conflitos de interesses ou outras questões que o autor julgar relevantes), é possível informar nesta etapa. Após isso, é necessário clicar em “Salvar e continuar”;
5. Na opção “Carregar arquivo de submissão”, selecione os itens “Folha de Rosto”, “Texto do artigo” e “Lista de avaliadores” e faça o upload dos respectivos arquivos. Caso haja imagens, elas devem ser carregadas também neste momento. Em seguida, em “Metadados”, o autor deve editar o nome do arquivo, a fim de garantir o sigilo necessário à etapa de avaliação por pares. Após isso, clique em “Concluir”;



6. Cada um dos arquivos aparecerá em “Arquivos da Submissão”. Salve e continue;
7. Em “Dados de submissão”, todas as informações sobre os autores do trabalho deverão ser inseridas. Para informar os dados dos coautores, é necessário clicar em “Incluir contribuidor”. Não esqueça de atribuir o papel de cada autor. Salve ao final;
8. Insira o título nos idiomas solicitados – o símbolo do planeta Terra ficará verde após a inserção do título nos idiomas selecionados. O resumo também deverá constar nos idiomas solicitados;
9. No próximo passo, o sistema irá confirmar se seu arquivo está pronto para ser enviado. Se estiver tudo correto, clique em OK.

A revista possui um Conselho Científico. Os trabalhos submetidos são primeiramente avaliados pelo Editor ou por um dos Editores Associados. O Editor reserva-se o direito de sugerir alterações nos trabalhos recebidos ou devolvê-los, caso não estejam de acordo com os critérios exigidos para publicação.

Uma vez aceitos, os artigos seguem para avaliação por pares (peer-review). Os artigos são analisados por dois especialistas, no mínimo, que não integram a Comissão Editorial. Caso haja discordância entre os pareceres, o trabalho é submetido a outro(s) especialista(s). Caso mudanças ou correções sejam recomendadas, o trabalho é devolvido ao(s) autor(es), que terá(ão) um prazo de trinta dias para elaborar nova versão.

A publicação implica cessão integral dos direitos autorais do trabalho à revista. A declaração para a cessão de direitos autorais é enviada juntamente com a notificação de aceite do artigo. Deve ser devolvida assinada via e-mail. Todos os autores devem assinar uma declaração.

Aos Editores, ao Conselho Científico e aos consultores científicos *ad hoc* cabe a responsabilidade ética do sigilo e da colaboração voluntária para garantir a qualidade científica das publicações e da revista. Aos autores cabe a responsabilidade da veracidade das informações prestadas, do depósito dos materiais estudados em instituições legais, quando couber, e o cumprimento das leis locais que regem a coleta, o estudo e a publicação dos dados.

## Preparação de originais

Todas as submissões devem ser enviadas por meio da plataforma de submissão online. Os originais devem ser enviados em Word, com fonte Times New Roman, tamanho 12, entrelinha 1,5, em laudas sequencialmente numeradas.

No momento da submissão, os arquivos mencionados abaixo devem ser carregados na plataforma de submissão:

O primeiro arquivo (Folha de rosto) deve conter somente: título (no idioma do texto e em inglês); resumo; abstract; palavras-chave e keywords. Este arquivo deve ser carregado como arquivo do Word.

O segundo arquivo (Texto do artigo) deve conter: título (no idioma do texto e em inglês), resumo, abstract, palavras-chave e keywords, introdução, material e métodos, resultados, discussão (a qual pode ser apresentada junto com os resultados), conclusão, agradecimentos, referências, legendas das figuras e tabelas (se for o caso). Tabelas devem ser digitadas em Word, sequencialmente numeradas, com claro enunciado. Este arquivo deve ser enviado como arquivo do Word.

Um terceiro arquivo (Lista de avaliadores), contendo o nome, titulação e e-mail de seis possíveis revisores deve ser enviado como arquivo do Word. Nesse arquivo, também podem ser especificados os revisores que devem ser evitados.

Todas as figuras (ilustrações, gráficos, imagens, diagramas etc.) (PDF com imagens) devem ser apresentadas em páginas separadas e numeradas, com as respectivas legendas, e submetidas na plataforma online como PDF. As imagens também devem ser submetidas separadamente (em arquivos individuais) e ter resolução mínima de 300 dpi e tamanho mínimo de 1.500 pixels, em formato JPEG ou TIFF, obedecendo, se possível, as proporções do formato de página do Boletim, nos limites de 16,5 cm de largura e 20 cm de altura (para uso em duas colunas) ou 8 cm de largura e 20 cm de altura (para uso em uma coluna). As informações de texto presentes nas figuras, caso possuam, devem estar em fonte Arial, com tamanho entre 7 e 10 pts. O texto deve, obrigatoriamente, fazer referência a todas as tabelas, gráficos e ilustrações.

Chaves devem ser apresentadas no seguinte formato:

1. Lagarto com 4 patas minúsculas .....	2
Lagarto com 4 patas bem desenvolvidas .....	3
2. Dígito geralmente sem unhas, dorsais lisas .....	<i>Bachia flavescens</i>
Dígito com unhas, dorsais quilhadas.....	<i>Bachia panoplia</i>
3. Mãos com apenas 4 dedos .....	4
Mãos com 5 dedos.....	5
4. Escamas dorsais lisas.....	<i>Gymnophthalmus underwoodii</i>
Escamas dorsais quilhadas.....	<i>Amapasaurus tetradactylus</i>
5. Cabeça com grandes placas .....	6
Cabeça com escamas pequenas.....	7
6. Placas posteriores da cabeça formam uma linha redonda.....	<i>Alopoglossus angulatus</i>
Placas posteriores da cabeça formam uma linha reta .....	<i>Arthrosaura kockii</i>
7. Etc.	
Etc.	

Pede-se destacar termos ou expressões por meio de aspas simples. Apenas termos científicos latinizados ou em língua estrangeira devem constar em itálico. Observar cuidadosamente as regras de nomenclatura científica, assim como abreviaturas e convenções adotadas em disciplinas especializadas. Citações e referências a autores no decorrer do texto devem subordinar-se à seguinte forma: sobrenome do autor (apenas com inicial maiúscula), ano e número(s) da(s) página(s) (exemplo: Weaver, 1989, p. 800). Em trabalhos com dois autores, os nomes devem ser separados por "&". No caso de mais de dois autores, menciona-se somente o nome do primeiro autor seguido por "*et al.*". Todas as obras citadas ao longo do texto devem estar corretamente referenciadas ao final do artigo.

## Estrutura básica dos trabalhos

**Título** – No idioma do texto e em inglês (quando este não for o idioma do texto). Deve ser escrito em caixa baixa, em negrito, centralizado na página.

**Resumo e Abstract** – Texto em um único parágrafo, ressaltando os objetivos, métodos e conclusões do trabalho, com, no máximo, duzentas palavras, no idioma do texto (Resumo) e em inglês (Abstract). A versão para o inglês é de responsabilidade do(s) autor(es).

**Palavras-chave e Keywords** – Três a seis palavras que identifiquem os temas do trabalho, para fins de indexação em bases de dados.

**Introdução** – Deve conter uma visão clara e concisa de conhecimentos atualizados sobre o tema do artigo, oferecendo citações pertinentes e declarando o objetivo do estudo.

**Material e métodos** – Exposição clara dos métodos e procedimentos de pesquisa e de análise de dados. Técnicas já publicadas devem ser apenas citadas e não descritas. Termos científicos, incluindo espécies animais e vegetais, devem ser indicados de maneira correta e completa (nome, autor e ano de descrição).

**Resultados e discussão** – Podem ser comparativos ou analíticos, ou enfatizar novos e importantes aspectos do estudo. Podem ser apresentados em um mesmo item ou em separado, em sequência lógica no texto, usando tabelas, gráficos e figuras, dependendo da estrutura do trabalho.

**Conclusão** – Deve ser clara, concisa e responder aos objetivos do estudo.

**Agradecimentos** – Devem ser sucintos: créditos de financiamento; vinculação do artigo a programas de pós-graduação e/ou projetos de pesquisa; agradecimentos pessoais e institucionais. Nomes de instituições devem ser por extenso, de pessoas pelas iniciais e sobrenome, explicando o motivo do agradecimento.

**Referências** – Devem ser listadas ao final do trabalho, em ordem alfabética, de acordo com o sobrenome do primeiro autor. No caso de mais de uma referência de um mesmo autor, usar ordem cronológica, do trabalho mais antigo ao mais recente. No caso de mais de uma publicação do mesmo autor com o mesmo ano, utilizar letras após o ano para diferenciá-las. Nomes de periódicos devem ser por extenso. Teses e dissertações acadêmicas devem preferencialmente estar publicadas. Estruturar as referências segundo os modelos a seguir:

**Livro:** WEAVER, C. E., 1989. **Clays, muds and shales:** 1-819. Elsevier, Amsterdam.

**Capítulo de livro:** ARANHA, L. G., H. P. LIMA, R. K. MAKINO & J. M. SOUZA, 1990. Origem e evolução das bacias de Bragança – Viseu, S. Luís e Ilha Nova. In: E. J. MILANI & G. P. RAJA-GABAGLIA (Ed.): **Origem e evolução das bacias sedimentares:** 221-234. PETROBRÁS, Rio de Janeiro.

**Artigo de periódico:** GANS, C., 1974. New records of small amphisbaenians from northern South America. **Journal of Herpetology** 8(3): 273-276. DOI: <http://dx.doi.org/10.2307/1563187>.

**Série/Coleção:** CAMARGO, C. E. D., 1987. **Mandioca, o “pão caboclo”:** de alimento a combustível: 1-66. Icone (Coleção Brasil Agrícola), São Paulo.

**Documento eletrônico:** INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE), 2011. Censo Demográfico 2010. Disponível em: <https://censo2010.ibge.gov.br/>. Acesso em: 23 jan. 2012.

## Provas

Os trabalhos, depois de formatados, são encaminhados em PDF para a revisão final dos autores, que devem devolvê-los com a maior brevidade possível. Os pedidos de alterações ou ajustes no texto devem ser feitos por escrito. Nessa etapa, não serão aceitas modificações no conteúdo do trabalho ou que impliquem alteração na paginação. Caso o autor não responda ao prazo, a versão formatada será considerada aprovada. Os artigos são divulgados integralmente no formato PDF na página eletrônica do Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais (<https://boletimcn.museu-goeldi.br>), com acesso aberto.

## Endereço para correspondência

Museu Paraense Emílio Goeldi

Editor do Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais

Av. Perimetral, 1901 - Terra Firme

CEP 66077-530

Belém - PA - Brasil

Telefone: 55-91-3075-6186

E-mail: [boletim.naturais@museu-goeldi.br](mailto:boletim.naturais@museu-goeldi.br)

## Lembre-se:

- 1- Antes de enviar seu trabalho, verifique se foram cumpridas as normas acima. Disso depende o início do processo editorial.
- 2- Após a aprovação, os trabalhos são publicados por ordem de chegada. O Editor Científico também pode determinar o momento mais oportuno.
- 3- É de responsabilidade do(s) autor(es) o conteúdo científico do artigo, o cuidado com o idioma em que ele foi concebido, bem como a coerência da versão para o inglês do título, do resumo (abstract) e das palavras-chave (keywords). Quando o idioma não estiver corretamente utilizado, o trabalho pode ser recusado.

# BOLETIM DO MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI. CIÊNCIAS NATURAIS

## INSTRUCTIONS FOR AUTHORS

### Goals and editorial policy

The mission of the **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais** is to publish original works on Biology (zoology, botany, biogeography, ecology, taxonomy, anatomy, biodiversity, vegetation, nature conservation) and Geology. The journal accepts contributions in Portuguese, Spanish, and English (UK) for the following sections:

**Articles** – Scientific and original analytical papers stemming from studies and research, which effectively contribute to building knowledge in the field. Maximum length: 50 pages.

**Short Communications** – Preliminary reports on field observations, problems and progress of current research, emphasizing hypotheses, mentioning sources, partial results, methods and techniques used. Maximum length: 15 pages.

**Memory** – Section intended to report on museum collections, that are relevant for scientific issues; and biographical essays, including obituaries or personal memories. Maximum length: 15 pages.

**Book Reviews** – Text discussing recently published books in the field of natural sciences, in print or electronically. Maximum length: 5 pages.

### Article proposals

The Boletim only accepts original contributions in digital format. Digital manuscripts should be submitted via the online platform (<https://boletimcn.museu-goeldi.br/ojs/?journal=bcnaturais&page=login>), providing additional information requested during the various steps of the submission process.

### Registration

Authors must register in order to create a password-protected personal account on the online platform in the section “Register” (<https://boletimcn.museu-goeldi.br/ojs/?journal=bcnaturais&page=user&op=register>), and correctly fill in the profile. Registration and the creation of an account need be done only once. Thereafter, the account should be used for current and future submissions to the Boletim.

### Submission

- 1- Register as an Author or, if you already are registered, click “Access” to begin manuscript submission.
- 2- To access your profile, click “Login” at the top of the screen.
- 3- To submit your manuscript, click “New Submission” in the left corner of the screen. This will open a screen with norms and conditions for submission to the journal. Remember to include the required items that are marked with an asterisk.
- 4- Choose the section and confirm all the requirements for submission. If you have comments for the Editor (possible conflicts of interest or other relevant issues), you can communicate them at this stage. After that, click “Save and continue”.
- 5- In the “Upload Submission File” option, select “Title Page”, “Article Text” and “Referee List” and upload the respective files. Images should be uploaded at this time. In “Review Details”, the author should edit the file name in order to guarantee privacy for peer review of the manuscript. Then click “Complete”.

- 6- Each file will appear in "Submission Files". Click "Save and continue".
- 7- In "Enter Metadata", all author information should be included. To enter data on co-authors, click "Add Contributor". Do not forget to assign the role of each author. Click "Save and continue" to continue the submission process.
- 8- Enter the manuscript title in the requested languages. The Planet Earth symbol will turn green after the title is inserted in the selected language. The manuscript's abstract should also appear in the requested languages.
- 9- In the final step, the system will confirm that your file is ready to be sent. If everything is correct, click "OK".

The journal has a Scientific Board. The manuscripts are first examined by the Editor or by one of the Associate Editors. The Editor has the right to recommend alterations be made to the papers submitted or to return them when they fail to comply with the journal's editorial policy.

Upon acceptance, the manuscripts are submitted to peer-review and are reviewed by two specialists who are not members of the Editorial Commission. In the event of disagreement, the manuscript is submitted to other(s) referee(s). If changes or corrections need to be made, the manuscript is returned to the authors who will have thirty days to send a new version.

Publication means fully assigning and transferring all copyrights of the manuscript to the journal. The Liability Statement and Assignment of Copyrights will be enclosed with the notice of acceptance. All the authors must sign the document and return it to the journal.

The editors, the Advisory Body and ad hoc scientific advisors are responsible for the ethical duty of confidentiality and their voluntary collaboration to ensure the scientific quality of papers published in the journal. Authors are responsible for the veracity of the information provided, the deposition of the materials studied in recognized institutions (where applicable) and compliance with local laws that govern the collection, study and publication of data.

## Preparing manuscripts

The manuscripts should be sent in Word for Windows formats, in Times New Roman, font 12, 1.5 spacing between lines, and pages must be sequentially numbered.

At the time of manuscript submission, the three files specified below must be uploaded to the submission platform:

The first file (Title page) should contain only: title (in the language of the text and in English), abstract, *resumo*, keywords, and *palavras-chave*. This file should be uploaded as Word file.

The second file (Article Text) should contain: title (in the language of the text and in English), abstract, *resumo* (abstract in Portuguese), keywords, and *palavras-chave* (keywords in Portuguese), introduction, material and methods, results, discussion (discussion and results can be presented together), conclusions, acknowledgments, references, figure legends, and tables. Tables should be in Word format, sequentially numbered, and with clear captions. This file should be uploaded as Word file.

A third file (Referee list) containing the name, title and e-mail of six possible reviewers should be submitted as Word file. In this file you can also specify reviewers who should be avoided.

All figures (illustrations, graphs, pictures, diagrams, etc.) (PDF with images) should be presented on separate, numbered pages with their respective captions, and submitted separately on the online platform. Images require minimum resolution of 300 dpi and minimum size of 1,500 pixels, in JPEG or TIFF format. If possible, respect the page sizes of the Bulletin, namely 16.5 cm wide and 20 cm tall (for images occupying two columns) or 8 cm wide and 20 cm tall (for images occupying one column). When text is contained in images, the font used should be Arial, 7 to 10 pt. All tables, graphs and images must be necessarily mentioned in the text body.

Keys have to be presented in the following format:

1. Lizard with 4 small limbs .....	2
Lizard with 4 well developed limbs.....	3
2. Fingers and toes generally without nails, dorsals smooth .....	<i>Bachia flavescens</i>
Fingers and toes with nails, dorsals keeled.....	<i>Bachia panoplia</i>
3. Hands with only 4 fingers .....	4
Hands with 5 fingers.....	5
4. Dorsal scales smooth .....	<i>Gymnophthalmus underwoodii</i>
Dorsal scales keeled.....	<i>Amapasaurus tetradactylus</i>
5. Head with large scales.....	6
Head with small scales .....	7
6. Posterior scales of head forming a rounded line .....	<i>Alopoglossus angulatus</i>
Posterior scales of head forming a straight line.....	<i>Arthrosaura kockii</i>
7. Etc.	
Etc.	

To highlight terms or phrases, please use single quotation marks. Only foreign language words and phrases, and Latinized scientific names should be in italics. Texts must fully comply with naming rules, abbreviations and conventions adopted in specific fields. To quoting or mentioning authors throughout the text, please use the following format: author's last name (capitalize only the first letter), year and page(s) (example: Weaver, 1989, p. 800). Publications with two authors are cited with an "&" between the names. In cases where there are more than two authors only the name of the first author is mentioned followed by "*et al.*". All quotations in the text body must be accurate and listed at the end of the paper.

### Basic text structure

**Title** – The title must appear both in the original language of the text and in English (when English is not the original language). Title must be centralized and in bold. Do not use capitals.

**Abstract** – This section should be one paragraph long and highlight the goals, methods, and results of the study. Maximum length: 200 words. The abstract should be presented both in Portuguese/Spanish and in English. The authors are responsible for the English translation.

**Keywords** – Three to six words that identify the topics addressed, for the purpose of indexing the paper in databases.

**Introduction** – The introduction should contain a clear and concise description based on state-of-the-art knowledge on the topic addressed. It should provide relevant quotations, and express the goals of the study clearly.

**Materials and Methods** – This section contains clear information on methods, procedures and data analysis. Previously published studies should not be described, only mentioned. Scientific terms, including the names of plants and animals, should be provided correctly and accurately (name, author, year of description).

**Results and Discussion** – The results and discussion can be comparative or analytical, or emphasize new and important aspects of the study. They can be addressed together under the same topic, or separately according to the logical order of the paper by using tables, graphics and pictures depending on the structure of the text.

**Conclusion** – The conclusion should be clear and concise, and should mirror the goals of the study.

**Acknowledgements** – Acknowledgements are brief and can mention: support and funding; connections to graduate programs and/or research projects; acknowledgement to individuals and institutions. The names of institutions should be written in full, those of individuals with initials and family name, indicating what motivated the acknowledgement.



**References** – References should appear at the end of the text in alphabetical order according to the last name of the first author. In the event of two or more references to the same author, please use chronological order starting with the earliest work. In case there are several publications by the same author in the same year, use lower case letters behind the year to differentiate them. Theses and academic dissertations preferably must have been published. References should follow the examples below:

**Book:** WEAVER, C. E., 1989. **Clays, muds and shales:** 1-819. Elsevier, Amsterdam.

**Chapter in book:** ARANHA, L. G., H. P. LIMA, R. K. MAKINO & J. M. SOUZA, 1990. Origem e evolução das bacias de Bragança – Viseu, S. Luís e Ilha Nova. In: E. J. MILANI & G. P. RAJA-GABAGLIA (Ed.): **Origem e evolução das bacias sedimentares:** 221-234. PETROBRÁS, Rio de Janeiro.

**Article in journal:** GANS, C., 1974. New records of small amphisbaenians from northern South America. **Journal of Herpetology** 8(3): 273-276. DOI: <http://dx.doi.org/10.2307/1563187>.

**Series/Collection:** CAMARGO, C. E. D., 1987. **Mandioca, o “pão caboclo”:** de alimento a combustível: 1-66. Ícone (Coleção Brasil Agrícola), São Paulo.

**Electronic document:** INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE), 2011. **Censo Demográfico 2010.** Available at: <https://censo2010.ibge.gov.br/>. Accessed on: 23 jan. 2012.

## Proofs

Authors will receive their paper in PDF format for final approval, and must return the file as soon as possible. Authors must inform the Editors in writing of any changes in the text and/or approval issues. At this stage, changes concerning content or changes resulting in an increase or decrease in the number of pages will not be accepted. In the event the author does not meet the deadline, the formatted paper will be considered approved by the author. The papers will be disclosed in full, in PDF format in the journal website (<https://boletimcn.museu-goeldi.br>).

## Mailing address

Museu Paraense Emílio Goeldi

Editor do Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais

Av. Perimetral, 1901 - Terra Firme

CEP 66077-530

Belém - PA - Brazil

Phone: 55-91-3075-6186

E-mail: [boletim.naturais@museu-goeldi.br](mailto:boletim.naturais@museu-goeldi.br)

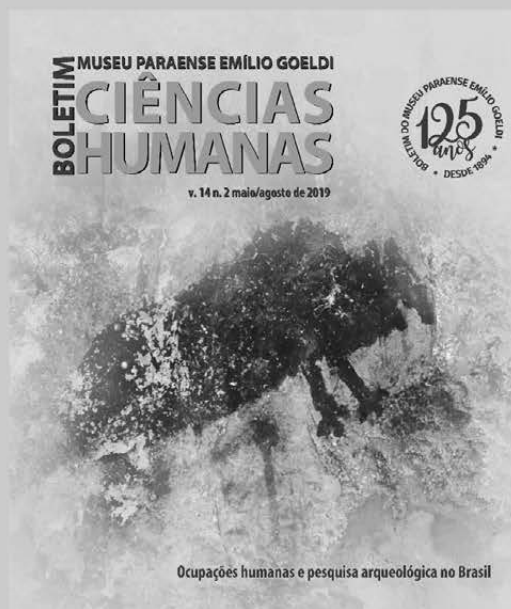
## Please note:

1- Before submitting your manuscript to the journal, please check whether you have complied with the norms above. For the editorial process to begin, submitters must comply with the policy.

2- After acceptance, the papers will be published according to order of arrival. The Scientific Editor may also decide on the most convenient time for publication.

3- The authors are fully responsible for the scientific content of their manuscripts, language quality, in addition to accuracy between the original and the English version of the title, abstract and keywords. When language is not correct a manuscript can be refused.

# BOLETINS DO MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI PATRIMÔNIO DA CIÊNCIA NO BRASIL



Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Humanas (ISSN 2178-2547)

Também disponível em: <http://editora.museu-goeldi.br/humanas>  
<https://www.scielo.br/bgoeldi> | <http://www.scopus.com/search/form.url>

Submissão de trabalhos: <https://mc04.manuscriptcentral.com/bgoeldi-scielo>

Permuta:  
[mgdoc@museu-goeldi.br](mailto:mgdoc@museu-goeldi.br)

Venda:  
[livraria@museu-goeldi.br](mailto:livraria@museu-goeldi.br)

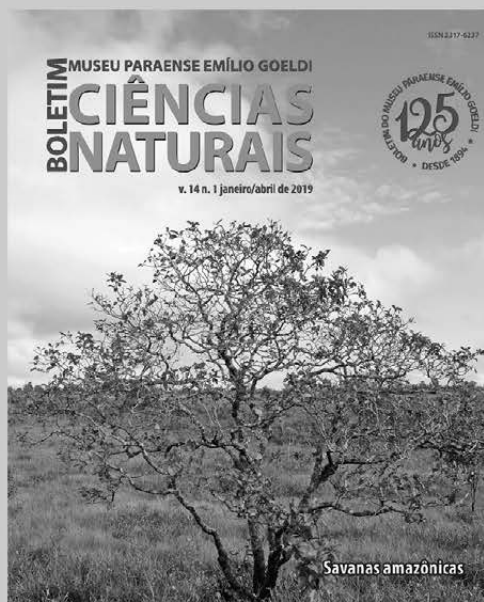


MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES





# BOLETINS DO MUSEU PARAENSE EMÍLIO GOELDI PATRIMÔNIO DA CIÊNCIA NO BRASIL



Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais (ISSN 2317-6237)

Também disponível em: <http://editora.museu-goeldi.br/naturais>

Submissão de trabalhos e informações: [boletim.naturais@museu-goeldi.br](mailto:boletim.naturais@museu-goeldi.br)

Permuta:  
[mgdoc@museu-goeldi.br](mailto:mgdoc@museu-goeldi.br)

Venda:  
[livraria@museu-goeldi.br](mailto:livraria@museu-goeldi.br)



MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES



Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi  
Formato: 50P0 x 59P6  
Tipografia: MPEG



## Conteúdo

Florística e fitossociologia do estrato herbáceo/arbustivo em 19 áreas de savanas amazônicas, Brasil Floristic and phytosociology of the herbaceous/shrub stratum in 19 areas of Amazonian savannas, Brazil Antônio Elielson Sousa da Rocha   Salustiano Vilar da Costa Neto .....	159
Identificação dos subtipos de savanas na Amazônia oriental (Pará e Amapá, Brasil) com uma chave dicotômica de individualização Identification of savanna subtypes in the eastern Amazon (Pará and Amapá, Brazil) with a dichotomous key for individualization Dário Dantas do Amaral   Antônio Elielson Rocha   Jorge Luis Gavina Pereira   Salustiano Vilar Costa Neto .....	183
Constituintes voláteis da raiz e do rizoma de <i>Montrichardia linifera</i> (Arruda) Schott (Araceae) Volatile constituents of the root and rhizome of <i>Montrichardia linifera</i> (Arruda) Schott (Araceae) Raimundo Junior da Rocha Batista   Cristine Bastos do Amarante   Anderson de Santana Botelho   Eloísa Helena de Aguiar Andrade   Lidiane Diniz do Nascimento .....	197
História natural das plantas do Maranhão (Brasil) no século XIX segundo a obra do Frei Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres Natural history of the plants of Maranhão (Brazil) in the 19th century according to the works of Friar Francisco de Nossa Senhora dos Prazeres Jairo Fernando Pereira Linhares   Maria Ivanilde de Araujo Rodrigues   Claudio Urbano Bittencourt Pinheiro .....	209
Isolation of epiphytic yeasts from <i>Eugenia dysenterica</i> DC. fruits and evaluation of their antimicrobial activity against phytopathogenic fungi Isolamento de leveduras epifíticas de frutos de <i>Eugenia dysenterica</i> DC. e avaliação de atividade antimicrobiana contra fungos fitopatogênicos Camilla Martins Malta   Eskálath Morganna Silva Ferreira   Tamar Holanda da Silva   Divina Anne Batista Oliveira   Filipe Miguel Pereira da Silva   Juliana Fonseca Moreira da Silva   Raphael Sanzio Pimenta .....	223
Microbial inoculants produced from solid waste compost for bioremediation of diesel-contaminated soils Inoculantes microbianos produzidos a partir de composto de lixo sólido para biorremediação de solos contaminados com óleo diesel Aline Jaime Leal   Edmo Montes Rodrigues   Patrícia Lopes Leal   Aline Daniela Lopes Júlio   Rita de Cássia Rocha Fernandes   Arnaldo Chaer Borges   Marcos Rogério Tótola .....	233
Anatomia e morfometria cranianas de <i>Coryphospingus pileatus</i> (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae) Cranial anatomy and morphometry of <i>Coryphospingus pileatus</i> (Wied, 1821) (Passeriformes: Thraupidae) Mônica da Costa Lima   Erich de Freitas Mariano   Wenner Justino Bezerra de Brito   Joyce Galvão de Souza   Artur da Nóbrega Carreiro .....	245
A relação entre as mudanças na paisagem e a vazão da bacia do rio Capim, Pará, Brasil The relationship between the changes in the landscape and the discharge of the Capim River Basin, Pará, Brazil Gustavo Francesco de Moraes Dias   Aline Maria Meiguins de Lima   Milena de Nazaré Silva Santos   Paulo Eduardo Silva Bezerra .....	255
Geospatial methods for morphometric characterization of the Caxiuanã river basin, Amazon, Brazil Métodos geoespaciais para caracterização morfométrica da bacia do rio Caxiuanã, Amazônia, Brasil Milena Marília Nogueira de Andrade   Amílcar Carvalho Mendes .....	271