



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E BIOTECNOLOGIA  
– REDE BIONORTE**

**CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE CURTIS, 1830  
(INSECTA: COLEOPTERA) DO BRASIL E CONTRIBUIÇÕES PARA O  
CONHECIMENTO TAXONÔMICO E ECOLÓGICO DA FAMÍLIA EM  
ÁREAS SAVÂNICAS DO PAÍS**

**ANDRÉ SILVA FERNANDES**

**BOA VISTA - RR**

**2023**





**UNIVERSIDADE FEDERAL DE RORAIMA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E  
BIOTECNOLOGIA - REDE BIONORTE**



**CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE CURTIS, 1830  
(INSECTA: COLEOPTERA) DO BRASIL E CONTRIBUIÇÕES PARA O  
CONHECIMENTO TAXONÔMICO E ECOLÓGICO DA FAMÍLIA EM  
ÁREAS SAVÂNICAS DO PAÍS**

**ANDRÉ SILVA FERNANDES**

**Boa Vista - RR**

**2023**

**ANDRÉ SILVA FERNANDES**

**CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE CURTIS, 1830  
(INSECTA: COLEOPTERA) DO BRASIL E CONTRIBUIÇÕES PARA O  
CONHECIMENTO TAXONÔMICO E ECOLÓGICO DA FAMÍLIA EM  
ÁREAS SAVÂNICAS DO PAÍS**

Tese de doutorado apresentada ao Curso de Doutorado do Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Biotecnologia – Rede BIONORTE, na Universidade Federal de Roraima, como requisito parcial para a obtenção do Título de Doutor em Biodiversidade e Biotecnologia.

Orientador(a): Prof. Dr. Rafael Boldrini

Coorientador (a): Prof. Dr. Pedro A.C.L. Pequeno

**Boa Vista - RR**

**SETEMBRO/2023**



ANDRÉ SILVA FERNANDES

**CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE CURTIS, 1830  
(INSECTA: COLEOPTERA) DO BRASIL E CONTRIBUIÇÕES PARA O  
CONHECIMENTO TAXONÔMICO E ECOLÓGICO DA FAMÍLIA EM  
ÁREAS SAVÂNICAS DO PAÍS**

Tese de doutorado apresentada ao Curso de Doutorado do Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Biotecnologia – Rede BIONORTE, na Universidade Federal de Roraima, como requisito parcial para a obtenção do Título de Doutor em Biodiversidade e Biotecnologia.

Aprovada em 27/09/2023

**Banca examinadora**

Documento assinado digitalmente



**RAFAEL BOLDRINI**

Data: 22/11/2023 11:53:56-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Rafael Boldrini (Orientador)

Universidade Federal de Roraima

**BENETTI RAMA CESAR** Firmado digitalmente por BENETTI  
RAMA CESAR JOAO - 39514520Z

JOAO - 39514520Z

Fecha: 2023.11.23 10:00:05 +01'00'

Prof. Dr. Cesar João Benetti

Universidad de León

Documento assinado digitalmente



**BRUNO CLARKSON MATTOS**

Data: 22/11/2023 12:01:12-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Bruno Clarkson

Universidade Estadual do Norte Fluminense

Documento assinado digitalmente



**LUCAS RAMOS COSTA LIMA**

Data: 22/11/2023 15:33:16-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Lucas Ramos Costa Lima

Universidade Estadual do Piauí

Documento assinado digitalmente



**CARLOS AUGUSTO SILVA DE AZEVEDO**

Data: 23/11/2023 11:11:53-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Carlos Augusto Azevedo

Universidade Estadual do Maranhão

## TERMO DE AUTORIZAÇÃO PARA PUBLICAÇÃO

Eu, André Silva Fernandes, (X) autorizo ( ) não autorizo a publicação da versão final aprovada de minha Tese de Doutorado intitulada “CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE CURTIS, 1830 (INSECTA: COLEOPTERA) DO BRASIL E CONTRIBUIÇÕES PARA O CONHECIMENTO TAXONÔMICO E ECOLÓGICO DA FAMÍLIA EM ÁREAS SAVNICAS DO PAÍS” no Portal do Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Biotecnologia - Rede BIONORTE (PPG-BIONORTE), bem como no repositório de Teses da CAPES ou junto à biblioteca da Instituição Certificadora.

Local/Data: Palmas, 03 de março de 2024

 Documento assinado digitalmente  
ANDRÉ SILVA FERNANDES  
Data: 04/03/2024 10:23:03-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

(André Silva Fernandes)

CPF: 014.214.671-43  
RG: 4535184 SSP-GO

## AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer imensamente a todos aqueles que de alguma maneira contribuíram para a realização deste trabalho.

Em especial, agradeço ao Professor Rafael Boldrini, orientador e amigo, por todo o suporte, apoio e paciência durante os últimos 4 anos. Ao Professor Pedro Pequeno pelo apoio na concepção e elaboração do projeto. Ao amigo e companheiro de trabalho, Professor Thiago Polizei, pela amizade, parceria e enriquecedoras discussões sobre besouros aquáticos. À Maria Almeida e ao Joab Guedes, pela amizade e parceria na condução dos trabalhos com o material que foi utilizado ao longo deste projeto. Ao Professor Tiago Krolow, pela parceria, amizade e compreensão durante a execução da tese em meu local de trabalho, no Campus de Porto Nacional da UFT.

Agradeço à minha noiva Bárbara, pelo carinho e atenção ininterruptos.

- Não importa o quanto o dia tenha sido pesado e cansativo, sei que posso contar um passeio no lote, com Nina, Bijou e você, pra tudo terminar melhor.

Aos meus pais, Marcos Lúcio e Maria Helena, e ao meu irmão Marcos, por todo apoio e carinho ao longo da minha caminhada acadêmica e profissional.

Meus agradecimentos também aos colegas de trabalho, servidores da Universidade Federal do Tocantins, técnicos e professores. E também aos alunos do Laboratório de Entomologia da UFT, por todo apoio e amizade durante todo esse período.

Agradeço à coordenação e a todos os professores do PPG-Bionorte com os quais tive contato, troca de ideias e disciplinas enriquecedoras. Obrigado pelos ensinamentos, críticas e pelo exemplo de postura ética e profissional na academia. Também agradeço a todos os colegas da turma 2019 do Polo Tocantins, muitos deles se tornaram amigos.

Por fim, agradeço ao PPG-Bionorte polo UFRR por todo suporte administrativo e pelas orientações para a condução adequada do projeto. E à Universidade Federal do Tocantins, pelo afastamento concedido durante parte do doutorado, sem o qual eu não teria condições de concluir a tese.

FERNANDES, André Silva **Caracterização da fauna de Elmidae Curtis, 1830 (Insecta: Coleoptera) do Brasil e contribuições para o conhecimento taxonômico e ecológico da família em áreas Savânicas do país.** 2023. 305 f. Tese (Doutorado em Biodiversidade e Biotecnologia - Rede BIONORTE) - Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, 2023.

## RESUMO

Baseado no estudo dos besouros aquáticos da família Elmidae de diversas localidades do Brasil e na revisão da literatura, esta tese apresenta no seu Capítulo 1 uma lista de espécies para os Elmidae do Brasil; comparação da distribuição e da similaridade da fauna de Elmidae entre seus diferentes estados, regiões, biomas e ecossistemas do Brasil; chave taxonômica para os adultos dos gêneros de Elmidae do Brasil. E no seu Capítulo 2: um estudo dos efeitos do gradiente longitudinal do rio, de parâmetros físico-químicos da água e da integridade do habitat sobre a abundância, riqueza e composição de Elmidae ao longo do Rio Cauamé, Boa Vista, Roraima, Brasil. Ao final deste trabalho, a fauna de Elmidae do Brasil passa a contar com 28 gêneros e 207 espécies, distribuídos em 18 estados da federação, nas cinco regiões do país e em quatro biomas. A região Nordeste possui o registro de apenas três gêneros e quatro espécies, enquanto as demais regiões possuem ao menos 50% dos gêneros brasileiros registrados. O bioma Pampa não conta com registros, enquanto a Amazônia conta com o maior número de registros (23 gêneros e 84 espécies). A fauna de Elmidae das Savanas Amazônicas se mostrou mais similar à das Florestas Amazônicas do que das Savanas do Brasil Central, que se mostrou mais similar à das Florestas Atlânticas. Sugerindo que, fitofisionomias não são adequadas para se prever a composição da fauna de Elmidae entre as diferentes regiões do Brasil. A chave taxonômica proposta inclui todos os gêneros já registrados para o Brasil, além de quatro gêneros aqui reportados pela primeira vez. A riqueza de espécies de Elmidae aumentou do Baixo para o Médio e do Médio para o Alto Cauamé. Já a abundância das espécies variou muito entre cada um dos pontos de coleta e não mostrou relação significativa com o gradiente longitudinal do rio. A variação da composição mostrou relação significativa com o gradiente longitudinal e com a temperatura da água. Os parâmetros físico-químicos da água (temperatura da água, pH e Oxigênio dissolvido) se mostraram importantes para a ocorrência de alguns gêneros (e.g. *Elachistelmis*, *Stegoelmis*, *Hintonelmis*) na análise de correspondência (CCA). Não foi detectado o efeito do decaimento da similaridade pela distância e nem da homogeneização da comunidade pelo decaimento da integridade ambiental. Sugerindo que a diferença observada na integridade ambiental entre os pontos de coleta no Rio Cauamé não foi suficiente para alterar a composição das espécies.

**Palavras-chave:** Ecossistemas brasileiros; Besouros aquáticos; Chave taxonômica; Decaimento da Similaridade pela Distância; Gradientes ambientais; Inventário faunístico.

FERNANDES, André Silva **Characterization of the Elmidae Curtis, 1830 (Insecta: Coleoptera) fauna from Brazil and contributions to the taxonomic and ecological knowledge of the family in savannic areas of the country.** 2023. 305 f. Thesis (PhD in Biodiversity and Biotechnology - BIONORTE Network) - Federal University of Roraima, Boa Vista, RR-Brazil, 2023.

### ABSTRACT

Based on the study of aquatic beetles of the Elmidae family from various locations in Brazil and a review of the Brazilian fauna documented in the literature, this thesis presents, in Chapter 1 an updated species list for Elmidae in Brazil; a comparison of the Elmidae fauna distribution and similarity among different states, regions, biomes, and ecosystems in the country; a taxonomic key for adults of the Elmidae genera in Brazil. In Chapter 2, the thesis explores the effects of the longitudinal gradient of the river, physicochemical water parameters, and habitat integrity on the abundance, richness, and composition of Elmidae along the Cauamé River in Boa Vista, Roraima, Brazil. By the conclusion of this work, the Elmidae fauna in Brazil comprises 28 genera and 207 species, distributed across 18 states, five regions, and four biomes. The Northeast region has records of only three genera and four species, while the other regions have at least 50% of the recorded Brazilian genera. The Pampa biome has no recorded species, while the Amazon has the highest number of records (23 genera and 84 species). The Elmidae fauna of the Amazon Savannas is more similar to that of the Amazon Forests than to the Savannas of Central Brazil, which, in turn, is more similar to the Atlantic Forests. This suggests that phytophysiognomies are not suitable for predicting the composition of Elmidae fauna among different regions of Brazil. The proposed taxonomic key includes all genera previously recorded in Brazil, along with four genera found for the first time in the country. Species richness of Elmidae increased significantly from the Lower to the Middle and from the Middle to the Upper Cauamé River. However, species abundance varied greatly among collection points and showed no significant relationship with any of the statistical treatments. Composition variation showed a significant relationship with the longitudinal gradient and water temperature. Physicochemical water parameters (water temperature, pH, and dissolved oxygen) were particularly important for the occurrence of some genera (e.g., *Elachistelmis*, *Stegoelmis*, *Hintonelmis*) in the correspondence analysis (CCA). The effect of distance decay of similarity and community homogenization through environmental integrity decay was not detected, suggesting that the observed difference in environmental integrity along the Cauamé River longitudinal gradient was not sufficient to alter species composition.

**Keywords:** Aquatic beetles; Brazilian ecosystems; Distance Decay of Similarity; Environmental gradients; Faunistic inventory; Taxonomic key.

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO GERAL</b> .....	11
1.1 OBJETIVO GERAL .....	14
1.2 METODOLOGIA GERAL .....	15
<b>2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	16
2.1 COLEÓPTEROS AQUÁTICOS .....	16
2.2 A FAMÍLIA ELMIDAE CURTIS (1830) .....	16
2.3. AS SAVANAS DO BRASIL .....	17
2.4. RECURSOS HÍDRICOS .....	18
2.5 O AGRONEGÓCIO NA AMAZÔNIA .....	19
2.6 IMPORTÂNCIA DOS INSETOS NO BIOMONITORAMENTO .....	20
<b>3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	21
<b>4 CAPÍTULO 1. FAUNA DE ELMIDAE DO BRASIL: LISTA DE ESPÉCIES ATUALIZADA, DISTRIBUIÇÃO NAS DIFERENTES REGIÕES E ECOSSISTEMAS E CHAVE TAXONÔMICA PARA OS ADULTOS DOS GÊNEROS CONHECIDOS PARA O BRASIL</b> .....	26
4.1 INTRODUÇÃO .....	26
4.1.1 OBJETIVOS GERAIS .....	29
4.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	29
4.2 MATERIAIS E MÉTODOS .....	30
4.2.1 OBTENÇÃO DOS DADOS .....	30
4.2.2 ESTUDO MORFOLÓGICO .....	30
4.2.3 CONFECÇÃO DAS PRANCHAS DOS ESPÉCIMES .....	31
4.2.4 CONFECÇÃO DOS MAPAS .....	31
4.2.5 CÁLCULO DO ÍNDICE DE SIMILARIDADE E DENDROGRAMAS DE AGRUPAMENTO .....	31
4.3 RESULTADOS .....	33
4.3.1 LISTA PARCIAL DE GÊNEROS E ESPÉCIES DE ELMIDAE CURTIS, 1830 (INSECTA:COLEOPTERA) PARA O BRASIL .....	33
4.3.2 CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE EM DIFERENTES DO BRASIL E SUA SIMILARIDADE ENTRE ECOSSISTEMAS BRASILEIROS .....	75

4.3.3 CHAVE TAXONÔMICA PARA OS ADULTOS DOS GÊNEROS DE ELMIDAE DO BRASIL .....	81
4.4 DISCUSSÃO .....	89
4.4.1 A FAUNA DE ELMIDAE DO BRASIL .....	89
4.4.2. RELAÇÕES DE SIMILARIDADE ENTRE OS ECOSISTEMAS DO BRASIL .....	90
4.4.3 CHAVE TAXONÔMICA PARA OS GÊNEROS DO BRASIL .....	92
4.5 CONCLUSÕES .....	94
4.6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	96
<b>5 CAPÍTULO 2. EFEITO DA INTEGRIDADE AMBIENTAL, DE PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS E DO GRADIENTE LONGITUDINAL SOBRE A FAUNA DE ELMIDAE EM UM RIO DE SAVANA AMAZÔNICA .....</b>	<b>108</b>
5.1 INTRODUÇÃO .....	108
5.1.1 OBJETIVOS GERAIS .....	113
5.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	113
5.2 MATERIAIS E MÉTODOS .....	115
5.2.1 ÁREA DE ESTUDO .....	115
5.2.2 COLETA DOS DADOS .....	115
5.2.3 TRATAMENTO DOS DADOS .....	119
5.3 RESULTADOS .....	121
5.3.1 CARACTERIZAÇÃO AMBIENTAL E FÍSICO-QUÍMICA .....	121
5.3.2 CARACTERIZAÇÃO DA RIQUEZA E ABUNDÂNCIA DA FAUNA DE ELMIDAE .....	122
5.3.3 RELAÇÕES DE SIMILARIDADE DAS ESPÉCIES DE ELMIDAE ENTRE AS AMOSTRAS .....	129
5.3.4 EFEITO DO GRADIENTE LONGITUDINAL E DA VARIAÇÃO DA INTEGRIDADE AMBIENTAL E FÍSICO-QUÍMICA SOBRE A COMPOSIÇÃO, RIQUEZA E ABUNDÂNCIA DA FAUNA DE ELMIDAE .....	131
5.3.5 EFEITO DO DECAIMENTO DA SIMILARIDADE/DISSIMILARIDADE PELA DISTÂNCIA E PELA DIMINUIÇÃO DA INTEGRIDADE AMBIENTAL .....	136
5.4 DISCUSSÃO .....	139
5.5 CONCLUSÕES .....	144

5.6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	146
<b>ANEXOS</b> .....	153
1.1 FICHAS UTILIZADAS PARA O CÁLCULO DO ÍNDICE DE INTEGRIDADE AMBIENTAL (NESSIMIAN <i>ET AL.</i> , 2008) .....	153
1.2 FICHAS UTILIZADAS PARA O CÁLCULO DO ÍNDICE DE INTEGRIDADE AMBIENTAL (NESSIMIAN <i>ET AL.</i> , 2008) ADAPTADA PARA SAVANAS .....	154
2.1 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE PUBLICADOS COM O ORIENTADOR .....	155
2.1.1 PERIÓDICO <i>ZOOTAXA</i> (AUCKLAND PRINT), ISSN: 1175-5334 (QUALIS A4) .....	155
2.1.2 PERIÓDICO <i>ACTA AMAZONICA</i> (EDITORA INPA) ISSN: 1809-4392 (QUALIS A3) .....	163
2.2 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE ACEITOS PARA PUBLICAÇÃO COM O ORIENTADOR .....	173
2.2.1 PERIÓDICO <i>ACTA AMAZONICA</i> (EDITORA INPA) ISSN: 1809-4392 (QUALIS A3) .....	173
2.3 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE EM PREPARAÇÃO COM O ORIENTADOR .....	196
2.3.1 FORMATADO PARA SUBMISSÃO NO PERIÓDICO <i>NEOTROPICAL ENTOMOLOGY</i> (SPRINGER) ISSN: 1678-8052 (QUALIS A4) .....	196
2.4 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE PUBLICADOS COM PESQUISADORES PARCEIROS .....	216
2.4.1 PERIÓDICO <i>ZOOTAXA</i> (AUCKLAND PRINT), ISSN: 1175-5334 (QUALIS A4) .....	216
2.5 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE SUBMETIDOS PARA PUBLICAÇÃO COM PESQUISADORES PARCEIROS .....	232
2.5.1 PERIÓDICO <i>INSECT SYSTEMATICS AND EVOLUTION</i> (BRILL) ISSN: 1876-312X (QUALIS A3) .....	232

## 1 INTRODUÇÃO GERAL

As Savanas tropicais constituem um dos principais biomas mundiais, cobrindo uma área aproximada de 20 milhões de quilômetros quadrados (MYERS *et al.*, 2000; SILVA e BATES, 2002) e estão presentes nas faixas tropical e subtropical da América do Sul, África, Ásia e Oceania. Caracterizam-se por zonas de transição entre áreas de florestas e campos, com longo período de seca ao longo do ano e verão marcado por chuvas intensas e altas temperaturas. São áreas geralmente bastante férteis, dominadas por arbustos e gramíneas e com trechos de florestas pouco densas.

No Brasil, há dois grupos principais de savanas, as Savanas do Brasil-Central (Cerrado) e as Savanas Amazônicas (Lavrado) (BARBOSA *et al.*, 2007; SILVA e OLIVEIRA, 2018). O Cerrado é a maior, a mais biodiversa e possivelmente a mais ameaçada Savana do Planeta. MYERS *et al.* (2000) classificaram o Cerrado como um dos 25 “hotspots” para a biodiversidade mais importantes do mundo, sendo o único da lista predominantemente savânico. No entanto, graças à forte expansão da fronteira agropastoril combinada à carência de políticas para sua proteção. Menos de 20% das áreas naturais de Cerrado continuam inalteradas e entre 2002 e 2011 o Cerrado foi desmatado a uma taxa anual próxima a 1% (duas vezes e meia maior que a taxa de desmatamento da Amazônia) (MITTERMEIER *et al.*, 2000; STRASBURG *et al.*, 2017) e há a preocupação de que esse mecanismo de ocupação do solo avance fortemente também sobre o outros ecossistemas savânicos do Brasil nos próximos anos (BARBOSA e MIRANDA, 2005; BARBOSA *et al.*, 2007).

O Lavrado ocupa uma área total de aproximadamente 43.358 km<sup>2</sup>, se estende além das divisas do Brasil com a Guiana e com a Venezuela e corresponde ao maior contínuo de formação savânica da chamada Savana das Guianas (BARBOSA *et al.*, 2007). O Lavrado de Roraima também configura o maior bloco savânico da porção norte da Amazônia Brasileira e abriga uma biota única na região neotropical. Está entre os ecossistemas com maiores taxas de endemismos da América do Sul, consistindo em uma área prioritária para a conservação da biodiversidade na Amazônia (BARBOSA *et al.*, 2007, MMA, 2008). Apesar das semelhanças fitofisionômicas, o Lavrado possui características biológicas e ecossistêmicas mais similares a outros ecossistemas amazônicos, do que com as savanas do Brasil Central (BARBOSA *et al.*, 2007). As maiores extensões de savanas amazônicas do Brasil se encontram em Roraima, e apesar mais de 50% do território do estado estar inserido em áreas protegidas, a maior parte dessas áreas são florestadas e poucas são as áreas de proteção com predominância savânica (CARVALHO e MUSTIN, 2017; HILÁRIO *et al.*, 2017). Em contraponto à sua enorme importância biológica, as áreas savânicas da Amazônia são menos protegidas pela legislação e

por se tratarem de áreas planas, de vegetação aberta (manejo facilitado), as savanas do norte do Brasil são especialmente cobiçadas para o agronegócio (BARBOSA *et al.*, 2007; CARVALHO e MUSTIN, 2017).

Dentre as famílias de coleópteros aquáticos, Elmidae Curtis, 1830 é a terceira mais especiosa, com aproximadamente 1.550 espécies divididas em 151 gêneros e com distribuição global (JÄCH *et al.*, 2016; POLIZEI *et al.* 2020). A família Elmidae é a maior dentro da superfamília Dryopoidea e era dividida tradicionalmente em duas subfamílias, Elminae Curtis, 1830 e Larinae LeConte, 1861 (JÄCH e BALKE, 2008). No entanto, estudos recentes de sistemática não suportam a divisão do grupo nessas duas subfamílias (KUNDRATA *et al.*, 2016; KOBAYASHI *et al.*, 2021). Para o Brasil, até o momento são conhecidas 197 espécies distribuídas em 26 gêneros (PASSOS *et al.*, 2023).

Os elmídeos adultos são besouros de tamanho pequeno a moderado, variando de poucos milímetros a até pouco mais de um centímetro. A maioria é de coloração discreta, variando do marrom claro ao preto, entretanto alguns podem apresentar coloração conspícua, com listras e pintas contrastantes e coloração vermelha ou amarelada (SPANGLER, 1981; FERNANDES *et al.* 2010a). As larvas possuem de cinco a oito ínstarés e antes de empuparem, geralmente, atingem um tamanho proporcional ao do adulto (BROWN, 1987).

Nos adultos de Elmidae a respiração ocorre por meio de plastrão, um tipo de brânquia física formado por um sistema de densas cerdas hidrofóbicas e microestruturas cuticulares recobrando principalmente a superfície dorsal desses insetos (BROWN, 1987). O plastrão mantém uma camada de ar aderida ao corpo do besouro que se comunica com o ar armazenado abaixo do élitro, que passa a ser renovado por meio de difusão do oxigênio da água para o ar mantido no plastrão (SPANGLER, 1981). Já nos Elmidae tradicionalmente classificados como Larinae, não há plastrão, eles são geralmente ripários e permanecem menos tempo dentro da água, já que precisam ir até a superfície para renovar uma camada de ar que mantém retida sob o élitro (BROWN, 1987). Nas larvas de toda a família a respiração ocorre por meio de tufos de brânquias anais e espiraculares (em larvas maduras de alguns gêneros), que podem se retrair sob um opérculo no nono segmento abdominal para evitar abrasão com o substrato (BROWN, 1987, SPANGLER, 1990).

O plastrão é essencial para a sobrevivência dos Elminae e é o principal fator responsável por sua baixa tolerância a poluentes. Os detergentes são especialmente danosos para os Elmidae uma vez que estes diminuem a tensão superficial da água e impedem a formação do plastrão (BROWN, 1972, 1987; ELLIOT, 2008). A baixa concentração de oxigênio dissolvido na água também é limitante para a presença da família, já que dificulta a

difusão de forma eficiente do oxigênio da água para o plastrão (SPANGLER, 1981, ELLIOT, 2008). Tais características biológicas praticamente limitam a ocorrência dos Elmidae aos riachos de pequeno e médio porte com alta integridade ambiental (BROWN, 1987; JÄCH e BALKE, 2008).

Dada sua baixa mobilidade na água e o peculiar sistema de respiração dos adultos, as espécies de Elmidae têm grande potencial para serem utilizadas como bioindicadores de mudanças químicas e físicas no ambiente aquático, inclusive podendo ser utilizados como indicadores de alterações ambientais causadas por mudanças climáticas no Planeta (ELLIOT, 2008).

Além da importância inerente ao incremento do conhecimento científico a respeito desse grupo de organismos, o estudo da fauna de Elmidae se justifica também por sua grande riqueza e abundância nos riachos Neotropicais e por sua sensibilidade a alterações ambientais. Sem o conhecimento taxonômico adequado, a viabilidade da utilização dos Elmidae em estudos de diversidade e conservação dos corpos aquáticos onde eles habitam, fica bastante comprometida. Qualquer estimativa da diversidade de espécies de Elmidae para a Savana brasileira se faz impossível, dados os pouquíssimos trabalhos taxonômicos desenvolvidos nessas regiões. Portanto, com um primeiro passo a fim de se mitigar a escassez de informações robustas sobre a diversidade da família Elmidae nas Savanas do Brasil, a confecção de estudos básicos dedicados a inventariar e descrever os elmídeos desse bioma se faz primordial.

O avanço pouco controlado da fronteira agrícola sobre o Cerrado do Brasil Central e o Lavrado de Roraima nos traz a um impasse ambiental real. O fato de que espécies da fauna e da flora desses ecossistemas correm o risco de desaparecerem localmente ou até de serem extintas (no caso das espécies endêmicas) é alarmante. Estudos de levantamento da biota, taxonomia, sistemática, ecologia e comportamento são a base primária de informações sobre a biodiversidade e para as estratégias de conservação das espécies de uma região, ecossistema ou bioma. Logo, é de fundamental importância que estudantes e especialistas focados nos mais variados grupos taxonômicos trabalhem paralelamente para que se possa conhecer de maneira adequada a biodiversidade e a dinâmica ecológica das áreas remanescentes de savanas no Brasil.

## 1.1 OBJETIVO GERAL

Capítulo 1- Caracterizar e atualizar o conhecimento taxonômico da família Elmidae para o Brasil, através de uma lista de gêneros e espécies atualizada baseada principalmente em dados de áreas savânicas do país; confeccionar uma chave taxonômica para os gêneros de Elmidae encontrados no Brasil; e comparar a similaridade da fauna da família entre diferentes ecossistemas brasileiros.

Capítulo 2 - Estudar os efeitos do gradiente longitudinal (distância da nascente), parâmetros ambientais e da integridade do hábitat sobre a estruturação da fauna de Elmidae em um rio de savana amazônica no estado de Roraima.

## 1.2 METODOLOGIA GERAL

Esta tese está organizada em dois capítulos e por trabalhos científicos recém-publicados ou em vias de publicação (ANEXOS 2) desenvolvidos durante o doutorado. O capítulo 1 é fruto em, parte, da compilação de dados dos trabalhos anexados à tese e de dados ainda não publicados de duas dissertações de mestrado, uma tratando do material do estado do Tocantins (GUEDES, 2022) e outra do estado de Roraima (ALMEIDA, 2023) desenvolvidas em cooperação com esta tese. O capítulo 2 é fruto de material coletado para uma dissertação de mestrado com a ordem Ephemeroptera (COSTA, 2022) e cujo o delineamento e composição faunística das amostras obtidas o tornaram promissor para o desenvolvimento de estudos ecológicos com a família Elmidae também.

Todo o detalhamento do material examinado, quando não mencionado na tese, pode ser encontrado nos artigos anexados ou nas dissertações supracitadas. Todo o material triado e identificado para o capítulo 2 se encontra acondicionado no Laboratório de Entomologia (LabEnt) da Universidade Federal do Tocantins (UFT). Dado o grande volume de espécimes, esse material será destinado para depósito final em coleções científicas ao passo que os estudos taxonômicos posteriores à tese estiverem sendo concluídos.

Os depositários para o material (a depender da quantidade de exemplares disponíveis), em ordem de prioridade, serão:

INPA - Coleção de Invertebrados do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus Amazonas, Brasil;

MZUSP - Coleção de Coleoptera do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo, São Paulo, Brasil;

MNRJ - Coleção Entomológica do Museu Nacional do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro Brasil;

CEUFT - Coleção de Entomologia da Universidade Federal do Tocantins, Porto Nacional, Tocantins, Brasil.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 COLEÓPTEROS AQUÁTICOS

Coleoptera é o grupo mais rico em número de espécies entre os animais (SLIPINSKI *et al.* 2011), presente em todos os continentes, exceto na Antártica (ZHANG *et al.*, 2018), e conta com aproximadamente 400 mil espécies válidas (ZHANG 2011), sendo 34.262 espécies em 4.773 gêneros para o Brasil (MONNÉ e COSTA 2022), compondo quase 10 por cento de toda a riqueza mundial. Esse táxon vive nos mais diversos habitats, terrestre, aéreo, em água doce e limítrofes com o ambiente marinho (FERREIRA JR *et al.*, 2019), mas apenas uma pequena parcela é considerada aquática (BENETTI *et al.* 2018).

Os coleópteros aquáticos são aqueles que possuem relação com o ambiente aquático e possuem pelo menos um estágio de vida nesse ambiente (YEE e KEHT 2015), e formam um agrupamento parafilético, apresentando múltiplos momentos de ocupação do habitat aquático, relacionados a grandes mudanças macroecológicas ao longo dos anos (TOUSSAINT *et al.*, 2017; BILTON *et al.*, 2019). Das quatro subordens em Coleoptera, três possuem representantes aquáticos: Myxophaga, Adephaga e Polyphaga (YEE e KEHT 2015), sendo Polyphaga a com maior número de famílias e espécies aquáticas (ZHANG *et al.*, 2018). Esse grupo apresenta uma diversidade imensa, sendo o segundo maior em número de espécies entre os insetos aquáticos, com aproximadamente 13 mil espécies divididas em 30 famílias (SHORT, 2018). Ainda, estes podem ser classificados em seis grupos ecológicos: verdadeiramente aquáticos, falsos aquáticos, fitófagos, parasitas, facultativos e ripários (JÄCH, 1998), no qual a maior parte são verdadeiramente aquáticos (JÄCH e BALKE, 2008).

### 2.2 A FAMÍLIA ELMIDAE CURTIS (1830)

Entre os Polyphaga aquáticos, Elmidae Curtis, 1830, compreende besouros pouco conhecidos popularmente, mas, por viverem em habitats lóticos, são conhecidos como *riffle beetles* (besouros de corredeira) na literatura científica (BROWN, 1987). Por conta da sua preferência por ambientes de corredeira e serem sensíveis às alterações ambientais, são considerados bons bioindicadores (GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2020). Tradicionalmente, a família Elmidae é dividida em duas subfamílias, Elminae (Curtis, 1830) e Larinae LeConte, 1861 (JÄCH; BALKE, 2008 2008), embora estudos de sistemática filogenética baseados em dados moleculares não sejam congruentes com essa classificação (KUNDRATA *et al.* 2016; KOBAYASHI *et al.* 2021).

Os adultos de Elmidae são verdadeiramente aquáticos, geralmente ocupando ambientes lóticos com altas taxas de oxigênio dissolvido (KODADA *et al.*, 2016). Vivem submersos na água ou sobre algum substrato na superfície em contato com a água (JÄCH *et al.*, 2016), como rochas, serrapilheira, troncos e vegetação ripária. A respiração pode variar de acordo com a espécie, nas quais algumas têm a capacidade de respirar o ar atmosférico e outras utilizam-se de uma bolha ligada ao seu corpo que possibilita a troca de oxigênio por difusão, tendo ou não a necessidade submergir à superfície para a renovação dessa bolha (BROWN, 1987; ELLIOTT, 2008; GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2020). A sua alimentação baseia-se em algas, detritos orgânicos e material vegetal vivo ou em decomposição (ELLIOTT, 2008).

O inseto em estágio larval vive no mesmo ambiente que o adulto, e perdura entre 6 e 36 meses com 5 a 8 instars e, no momento da pupação, encaminha-se para habitats úmidos acima da linha da água (BROWN, 1987; HAYASHI, 2013). Para realizar a respiração, elas possuem filamentos branquiais na região anal, e as larvas mais maduras desenvolvem sacos traqueais (BROWN, 1987).

Quanto à morfologia, o adulto de Elmidae apresenta coloração diversificada, antenas alongadas e filiformes em Elminae e clavadas em Larinae (BROWN 1972, BENETTI *et al.* 2018), tarsos com cinco segmentos, sendo que o último pode ter o comprimento dos quatro anteriores unidos ou maior e grandes garras tarsais. Em relação às larvas, o corpo pode ser cilíndrico, hemi-cilíndrico ou ligeiramente achatado (MANZO; ARCHANGELSKY, 2008), multi-segmentado, com o último segmento mais alongado e dilatado, e a grande maioria apresenta abdome com escleritos pleurais (BROWN 1972, BENETTI *et al.* 2018).

### 2.3 AS SAVANAS DO BRASIL

A América do Sul é coberta por um complexo mosaico de biomas e fitofisionomias, cuja distribuição reflete principalmente eventos da história geológica e climática do continente. Além disso, processos dispersivos e migratórios, o isolamento de populações por barreiras geográficas, a competição entre espécies e os ciclos de extinções moldam o padrão da biodiversidade observado ao longo do espaço e tempo na região (TUNDISI e MATSUMURA-TUNDISI, 2008; POORTER *et al.*, 2017).

As Savanas tropicais constituem um dos principais biomas mundiais, cobrindo uma área aproximada de 20 milhões de quilômetros quadrados (MYERS *et al.*, 2000; SILVA e BATES, 2002) e estão presentes nas faixas tropical e subtropical da América do Sul, África, Ásia e Oceania. Caracterizam-se por zonas de transição entre áreas de florestas e campos, com longo período de seca ao longo do ano e verão marcado por chuvas intensas e altas

temperaturas. São áreas geralmente bastante férteis, dominadas por arbustos e gramíneas e com trechos de florestas pouco densas.

As áreas de Savanas estão espalhadas de norte a sudeste na América do Sul, intercaladas por outros biomas e recebem diferentes denominações de acordo com a localização e peculiaridades (CARVALHO e MUSTIN, 2017). As Savanas do Rio Beni (Bolívia), Gran Sabana (Venezuela), campos de Rupununi (Guiana) ou Lavrado (Brasil), Savanas do Sipaliwini–Paru (Brasil e Suriname) e o Cerrado do Amapá (Brasil) são classificadas como Savanas Amazônicas, por formarem ilhas de Savana em áreas de Floresta Tropical Úmida, ou por estarem contíguas a estas. As demais áreas de Savana encontradas no continente são os Llanos da Venezuela e Colômbia e o Cerrado do Brasil, Bolívia e Paraguai, este último correspondendo à maior área de Savana da região Neotropical (CARVALHO e MUSTIN, 2017).

O Brasil detém a maior parte das áreas cobertas por Savanas na América do Sul (STRASBURG *et al.*, 2017), sendo o Cerrado do Brasil-central e o Lavrado de Roraima os dois principais domínios do bioma no país. Apesar da grande semelhança fitofisionômica e de compartilharem parte da fauna de vertebrados, o Cerrado e o Lavrado possuem geomorfologia e origem completamente distintos, conseqüentemente possuindo diferentes histórias de ocupação desse espaço físico pela fauna e flora (EITEN, 1977; BARBOSA e FEARNSSIDE, 2005; MIRANDA e ABSY, 2000). Mantido o modelo vigente de desenvolvimento do Cerrado, é esperado que até 2050 sua área atual seja reduzida em mais de 30% (GANEN *et al.*, 2013; STRASBURG *et al.*, 2017).

## 2.4 RECURSOS HÍDRICOS

De acordo com PIZA *et al.* (2015) o Brasil possui situação privilegiada em relação a sua disponibilidade hídrica, porém aproximadamente 70% da água doce do país encontra-se na Região Amazônica, que é habitada por menos de 5% da população. A ideia de abundância de águas no país deu suporte à pouca valorização deste recurso natural e levou ao adiamento de investimentos necessários à otimização de seu uso, principalmente em regiões que sofrem com a escassez de água.

Conforme PIRATOBA *et al.* (2017) rios são sistemas que transportam substâncias, podendo apresentar diferentes concentrações de compostos nas nascentes, no meio e no baixo curso. Ações como antropização, erosão do solo, retirada da vegetação ripária, entre outros fatores, têm efeito direto na entrada de matéria orgânica dos corpos hídricos, compreendendo a fonte primária de energia das redes tróficas dos sistemas fluviais, levando a concentrações

divergentes de nutrientes em determinados locais (NESSIMIAN *et al.*, 2008; CARDOSO *et al.*, 2015).

A qualidade dos ambientes aquáticos é um assunto de fundamental importância para a sobrevivência humana pois fornecem água limpa, irrigam florestas, mantêm a produção agrícola e a biodiversidade terrestre e aquática. Portanto, estudos sobre o uso dos insetos aquáticos como bioindicadores de impactos antrópicos em sistemas aquáticos é uma tendência crescente nos estudos de qualidade da água e merecem maior atenção (AMARAL e ALVES, 2018).

## 2.5 O AGRONEGÓCIO NA AMAZÔNIA

A Amazônia é a maior floresta do mundo e sofre grande pressão de desmatamento pela agricultura. O manejo do solo é um processo delicado, já que a retirada de 20% da Amazônia brasileira poderá acarretar um grande impacto na umidade local, transformando a floresta em um ambiente seco (SONODA *et al.*, 2018).

Roraima é um dos estados que compõem a Amazônia Legal e está delimitado na Amazônia Ocidental pelo decreto-lei nº 291 de 28 de Fevereiro de 1967 (SUDAM, 2020). É o único estado do bioma amazônico que apresenta 43.358 km<sup>2</sup> de paisagem de savanas estendendo-se até os limites do Rio Rupununi, na Guiana, por isso Complexo “Rio Branco-Rupununi”, sendo definida como a ecorregião das “Savanas das Guianas” e denominada regionalmente como *Lavrado* (CAMPOS *et al.*, 2008; CARVALHO e MORAIS, 2014).

A região do *Lavrado* de Roraima tem sido ocupada por atividades agrícolas e agropecuárias sendo alvo de desmatamento e abertura de estradas nos últimos 20 anos, refletindo de forma marcante na modificação de suas paisagens originais (MARTINHO *et al.*, 2016), inclusive próximo a áreas de preservação permanente (Figura 1). Na região de Alto Alegre interior do estado onde fica localizada a bacia do Rio Cauamé, o uso da terra para a produção agrícola (milho, mandioca, soja) e pecuária (bovinocultura, suinocultura e equinocultura) predominam (BRASIL, 2018).

Segundo o diagnóstico do INPA sobre o *Lavrado* de Roraima, a execução de obras de construção de estradas e expansão do agronegócio no estado, faz necessária a realização de planos de manejo das bacias hidrográficas das savanas e o fortalecimento dos sistemas de fiscalização e monitoramento ambiental. Neste diagnóstico, três áreas foram indicadas como prioritárias para proteção e uma delas é a região dos lagos na bacia do Rio Cauamé, região de importância biológica que sofre forte ameaça devido à expansão do agronegócio na última década (CAMPOS *et al.*, 2008).

## 2.6 IMPORTÂNCIA DOS INSETOS NO BIOMONITORAMENTO

A Resolução CONAMA 357/05 (BRASIL, 2005) em seu artigo 8º, propõe no parágrafo 3º que, a qualidade dos ambientes aquáticos pode ser avaliada por indicadores biológicos utilizando-se organismos e/ou comunidades aquáticas. De acordo com CAMARGO *et al.* (2015) programas de biomonitoramento vêm sendo estabelecidos em diversos países, inclusive no Brasil, nos estados do Paraná, Minas Gerais, São Paulo e na Região Nordeste. Eles destacam que, a vantagem da utilização de programas de biomonitoramento é a percepção rápida do distúrbio que permite a adoção de medidas para reduzir o alastramento do impacto nos ambientes.

Segundo GOULART e CALLISTO (2003) as comunidades biológicas de ecossistemas aquáticos apresentam variados limites de tolerância a diferentes perturbações ambientais. De acordo com AMARAL e ALVES (2018) algumas vantagens na avaliação como: presença em diversos tipos de ambientes aquáticos, grande número de espécies com diferentes respostas aos impactos ambientais, baixa capacidade de deslocamento, ciclo de vida relativamente longo, facilidade de coleta dos organismos e acúmulo de toxinas devido a alimentação faz com que o uso dos insetos seja frequente no biomonitoramento de ambientes aquáticos. Em relação a distribuição dos insetos em um sistema aquático, características como: sedimento, profundidade da coluna d'água, disponibilidade de microhabitats, vegetação ripária, competição entre as diferentes espécies e mudanças na produção primária afetada por modificações nas concentrações de nutrientes são fatores importantes para a avaliação ambiental. Portanto, o monitoramento biológico é uma ferramenta útil na avaliação das respostas das comunidades de insetos a modificações das condições originais do ambiente (CAMARGO *et al.*, 2015).

### 3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGÊNCIA NACIONAL DE ÁGUAS E SANEAMENTO BÁSICO (ANA). **Conjuntura dos recursos hídricos no Brasil 2022: informe anual**. Disponível em: <www.gov.br/ana/pt-br>.

ALMEIDA, M. D. L. S. De. **Taxonomia de Elmidae Curtis, 1830 (Coleoptera:Byrrhoidea) no Estado de Roraima, Brasil**. 2023. Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, 2023.

AMARAL, P. H. M. do; ALVES, R. da G. Insetos aquáticos: bioindicadores de impactos antrópicos. *Em*: ANDRIOLO, A.; PREZOTO, F.; BARBOSA, B. C. **Impactos Antrópicos: Biodiversidade Aquática & Terrestre**. 1. ed. Juiz de Fora: Edição dos autores, 2018. p. 18–30.

BARBOSA, R. I.; CAMPOS, C.; PINTO, F.; FEARNSIDE, P. M. The “Lavrados” of Roraima: Biodiversity and Conservation of Brazil’s Amazonian Savannas. **Functional Ecosystems and Communities**, v. 1, n. 1, p. 29–41, 2007.

BARBOSA, R. I.; FEARNSIDE, P. M. Above-ground biomass and the fate of carbon after burning in the savannas of Roraima, Brazilian Amazonia. **Forest Ecology and Management**, v. 216, n. 1–3, p. 295–316. 2005.

BENETTI, C. J.; MICHA, M. C.; ARCHANGELSKY, M. Order Coleoptera: Introduction. *Em*: **Thorp and Covich’s Freshwater Invertebrates: keys to Neotropical Hexapoda**. 4. ed. Elsevier, 2018. p. 497–517.

BILTON, D. T.; RIBERA, I.; SHORT, A. E. Z. Water Beetles as Models in Ecology and Evolution. **Annual Review of Entomology**, v. 64, p. 359–377. 2019.

BRASIL. **Resolução CONAMA nº 357, de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências**.Diário Oficial da União nº 3572005. Acesso em: 30 ago. 2023.

BRASIL; MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, P. e A. **Comunicado Técnico, nº 57. Chironomidae da Amazonia Oriental: resposta da funcionalidade alimentar aos diferentes usos/cobertura do solo**. Jaguariúna: Embrapa, 2018.

BRASIL; MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE; SECRETARIA DE BIODIVERSIDADE E FLORESTAS. **Áreas Prioritárias para a Conservação, Uso Sustentável e Repartição de Benefícios da Biodiversidade Brasileira: Atualização-Portaria MMA Nº 09, de 23 de janeiro de 2007**. 2. ed. Brasília: MMA, 2008. v. 1327 p.

BROWN, H. P. **Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of the United States. Biota of freshwater ecosystems identification manual no. 6**. Ohio: US Environmental Protection Agency, 1972.

BROWN, H. P. Biology of Riffle Beetles. **Annual review of entomology**, v. 32, n. 1, p. 253–273. 1987.

CAMARGO, J. B. D. A.; CRUZ, A. C. F.; CAMPOS, B. G.; ARAÚJO, G. S.; FONSECA, T. G.; ABESSA, D. M. S. Use, development and improvements in the protocol of whole-sediment toxicity identification evaluation using benthic copepods. **Marine Pollution Bulletin**, v. 91, n. 2, p. 511–517. 2015

CAMPOS, C.; PINTO, F.; BARBOSA, R. I. Diagnóstico: O Lavrado de Roraima. Importância biológica, desenvolvimento e conservação na maior savana do Bioma Amazônia. **Ministério da Ciência e Tecnologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Núcleo de Pesquisas de Roraima**, 2008.

CARDOSO, M. N.; SHIMANO, Y.; NABOUT, J. C.; JUEN, L. An estimate of the potential number of mayfly species (Ephemeroptera, Insecta) still to be described in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 59, n. 3, p. 147. 2015.

CARVALHO, T. M. de; MORAIS, R. P. Aspectos hidrogeomorfológicos do sistema fluvial do baixo rio Uraricoera e alto rio Branco como subsídio à gestão de terras. **Revista Geografias**, v. 10, n. 2, p. 118–135. 2014.

CARVALHO, W. D. de; MUSTIN, K. The highly threatened and little known Amazonian savannahs. **Nature Ecology and Evolution**, v. 1, n. 4. 2017.

COSTA, R. C. L. da. **A diversidade de ephemeroptera e integridade ambiental ao longo de um rio de savana amazônica em Roraima, Brasil**. 2022. Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, 2022.

EITEN, G. **Delimitação do conceito de Cerrado**. Rio de Janeiro: Arquivos do Jardim Botânico, 1977. 125–134 p.

ELLIOTT, J. M. The Ecology of Riffle Beetles (Coleoptera: Elmidae). **Freshwater reviews**, v. 1, n. 2, p. 189–203. 2008.

FERNANDES, A. S.; PASSOS, M. I. S.; HAMADA, N. A new species of Hintonelmis Spangler (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Central Amazonia, Brazil. **Zootaxa**, v. 2353, n. 1, p. 43–48. 2010.

FERREIRA-JR, N.; SAMPAIO, B. H. L.; FERNANDES, A. S.; CLARKSON, B.; BRAGA, R. B.; PASSOS, M. I. da S. dos; SANTOS, A. D. dos. Ordem Coleoptera. *Em*: HAMADA, N.; NESSIMIAN, J. L.; QUERINO, R. B. **Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia**. Manaus: Editora INPA, 2014. p. 345–371.

GANEM, R. S.; DRUMMOND, J. A.; FRANCO, J. L. D. A. Conservation polices and control of habitat fragmentation in the Brazilian Cerrado biome. **Ambiente & Sociedade**, v. 16, n. 3, p. 99–118. 2013.

GONZÁLEZ-CÓRDOBA, M.; MARTÍNEZ-ROMÁN, N. R.; DEL CARMEN ZÚÑIGA, M.; MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. Description of the putative mature larva of the Neotropical genus Stenhelmoides Grouvelle (Coleoptera: Elmidae). **Scientific Reports**, v. 10, n. 1. 2020.

GOULART, M. D.; CALLISTO, M. Bioindicadores de qualidade de água como ferramenta em estudos de impacto ambiental. **Revista da FAPAM**, v. 2, n. 1, p. 153–164, 2003.

GUEDES, J. C. **Inventário das espécies de Elmidae Curtis, 1830 (Coleoptera: Dryopoidea) e associação molecular de larvas e adultos de Macrelmis Motschulsky, 1859 do Distrito de Taquaruçu, Palmas, Tocantins, Brasil**. 2022. Universidade Federal do Tocantins, Porto Nacional, 2022.

HAYASHI, M. Descriptions of Larva and Pupa of Graphelmis shirahatai (NOMURA) (Coleoptera, Elmidae). **Elytra, Tokyo, New Series**, v. 3, n. 1, p. 53–63. 2013.

HILÁRIO, R. R.; DE TOLEDO, J. J.; MUSTIN, K.; CASTRO, I. J.; COSTA-NETO, S. V.; KAUANO, É. E.; EILERS, V.; VASCONCELOS, I. M.; MENDES-JUNIOR, R. N.; FUNI, C.; FEARNSIDE, P. M.; SILVA, J. M. C.; EULER, A. M. C.; DE CARVALHO, W. D. The Fate of an Amazonian Savanna: Government Land-Use Planning Endangers Sustainable Development in Amapá, the Most Protected Brazilian State. **Tropical Conservation Science**, v. 10, 1. 2017.

JÄCH, M. A. Annotated check list of aquatic and riparian/littoral beetle families of the world (Coleoptera). *Em: Water beetles of China*. Wien: Zoologisch-Botanische Gesellschaft in Österreich, p. 25–42. 1998.

JÄCH, M. A.; BALKE, M. Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. **Hydrobiologia**, v. 595, n. 1, p. 419–442. 2008

JÄCH, M. A.; KODADA, J.; BROJER, M.; SHEPARD, W. D.; ČIAMPOR JR, F. **Coleoptera: Elmidae and Protelmidae**. Leiden: World Catalogue of Insects, 2016. v. 14, 340 p.

KOBAYASHI, T.; HAYASHI, M.; KAMITE, Y.; SOTA, T. Molecular phylogeny of Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea) with a focus on Japanese species: implications for intrafamilial classification. **Systematic Entomology**, v. 46, n. 4, p. 870–886. 2021.

KODADA, J.; JÄCH, M. A.; ČIAMPOR, F. 19.2 Elmidae Curtis, 1830. *Em: BEUTEL, R. G.; LESCHEN, R. A. Handbook of Zoology, Arthropoda: Insecta, Coleoptera, Beetles Volume 1: Morphology And Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polyphaga partim)*. 2. ed. Berlin, Boston: Walter de Gruyter GmbH, 2016. p. 561–589.

KUNDRATA, R.; JÄCH, M. A.; BOCAK, L. Molecular phylogeny of the Byrrhoidea–Buprestoidea complex (Coleoptera, Elateriformia). **Zoologica Scripta**, v. 46, n. 2, p. 150–164. 2016.

MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. A key to the known larvae of South American Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea), with a description of the mature larva of *Macrelmis saltensis* Manzo. **Annales de Limnologie-International Journal of Limnology**, v. 44, n. 1, p. 63–74, 2008.

MARTINHO, P.R.R.; DALTIÓ, J.; CASTRO, G.S.A.; MAGALHÃES, L.A.; CARVALHO, C. A. de; **Avaliação da aptidão agrícola das áreas disponíveis do Estado de Roraima**. Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite, 2016.

MIRANDA, I. S.; ABSY, M. L. Fisionomia das savanas de Roraima, Brasil. **Acta Amazonica**, v. 30, n. 3, p. 423–423. 2000.

MONNÉ, M. L.; COSTA, C. **Coleoptera in catálogo taxonômico da fauna do Brasil**. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/223>>. Acesso em: 21 jul. 2023.

MYERS, N.; MITTERMELER, R. A.; MITTERMELER, C. G.; DA FONSECA, G. A. B.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 853–858. 2000.

NESSIMIAN, J. L.; VENTICINQUE, E. M.; ZUANON, J.; DE MARCO, P.; GORDO, M.; FIDELIS, L.; D'ARC BATISTA, J.; JUEN, L. Land use, habitat integrity, and aquatic insect assemblages in Central Amazonian streams. **Hydrobiologia**, v. 614, n. 1, p. 117–131. 2008.

PASSOS, M. I.; SEGURA, M. O.; POLIZEI, T. T. S.; FERNANDES, A. S. **Elmidae in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/122380>>. Acesso em: 24 maio. 2023.

PIRATOBA, A. R. A.; RIBEIRO, H. M. C.; MORALES, G. P.; E GONÇALVES, W. G. Caracterização de parâmetros de qualidade da água na área portuária de Barcarena, PA, Brasil. **Revista Ambiente & Água**, v. 12, n. 3, p. 435–456, 2017.

POLIZEI, T. T. S.; BARCLAY, M. V. L.; BISPO, P. C. *Hexacylloepus* Hinton, 1940 rises again; 18 new species of a neglected genus (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmidae). **Zootaxa**, v. 4819, n. 1, p. 6–48. 2020.

POORTER, L.; VAN DER SANDE, M. T.; ARETS, E. J. M. M.; ASCARRUNZ, N.; ENQUIST, B.; FINEGAN, B.; LICONA, J. C.; MARTÍNEZ-RAMOS, M.; MAZZEI, L.; MEAVE, J. A.; MUÑOZ, R.; NYTCH, C. J.; DE OLIVEIRA, A. A.; PÉREZ-GARCÍA, E. A.; PRADO-JUNIOR, J.; RODRÍGUEZ-VELÁZQUES, J.; RUSCHEL, A. R.; SALGADO-NEGRET, B.; SCHIAVINI, I.; SWENSON, N. G.; TENORIO, E. A.; THOMPSON, J.; TOLEDO, M.; URIARTE, M.; HOUT, P. van der; ZIMMERMAN, J. K.; PEÑA-CLAROS, M. Biodiversity and climate determine the functioning of Neotropical forests. **Global Ecology and Biogeography**, v. 26, n. 12, p. 1423–1434. 2017.

SHORT, A. E. Z. Systematics of aquatic beetles (Coleoptera): current state and future directions. **Systematic Entomology**, v. 43, n. 1, p. 1–18. 2018.

SILVA, G. de F. N. da; OLIVEIRA, I. J. de. Reconfiguration of the landscape in the amazonian savannas. **Mercator (Fortaleza)**, v. 17, n. 11, p. 1–20. 2018.

SILVA, J. M. C. D.; BATES, J. M. Biogeographic patterns and conservation in the South American Cerrado: a tropical savanna hotspot. **BioScience**, v. 52, n. 3, p. 225–234, 2002.

SLIPINSKI, S. A.; LESCHEN, R. A. B.; LAWRENCE, J. F. Order Coleoptera Linnaeus, 1758. In: Zhang, Z.-Q.(Ed.) *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. **Zootaxa**, v. 3148, n. 1, p. 203–208, 2011.

SONODA, K. C.; MONTELES, J. S.; FERREIRA, A.; GERHARD, P. Chironomidae from eastern amazon: Understanding the differences of land-use on functional feeding groups. **Journal of Limnology**, v. 77, n. Special Issue 1, p. 196–202. 2018.

SPANGLER, P. J. Supplement to the Aquatic and Semiaquatic Coleoptera of Cuba Collected by the Biospeleological Expeditions to Cuba by the Academies of Science of Cuba and Romania. *Em*: ORGHIDAN, T.; JIMÉNEZ, A. N.; BOTOSANEANU, L. **Résultats des Expéditions Biospéologiques Cubano-Roumaine a Cuba**. Bucarest: Editura Academiei Republicii Socialiste România, 1981. p. 145–171.

SPANGLER, P. J. A revision of the Neotropical aquatic beetles genus *Stegoelmis* (Coleoptera: Elmidae). **Smithsonian Contributions to Zoology**, v. 502, p. 1–52, 1990.

STRASSBURG, B. B. N.; BROOKS, T.; FELTRAN-BARBIERI, R.; IRIBARREM, A.; CROUZEILLES, R.; LOYOLA, R.; LATAWIEC, A. E.; OLIVEIRA FILHO, F. J. B.; DE SCARAMUZZA, C. A. M.; SCARANO, F. R.; SOARES-FILHO, B.; BALMFORD, A. Moment of truth for the Cerrado hotspot. **Nature Ecology and Evolution**, v. 1, n. 4. 2017.

SUPERINTENDÊNCIA DO DESENVOLVIMENTO DA AMAZÔNIA (SUDAM). **Legislação da Amazônia**. Disponível em:

<<https://www.gov.br/sudam/pt-br/aceso-a-informacoes/institucional/legislacao-da-amazonia>>  
. Acesso em: 21 jul. 2021.

TOUSSAINT, E. F. A.; HENDRICH, L.; HÁJEK, J.; MICHAT, M. C.; PANJAITAN, R.; SHORT, A. E. Z.; BALKE, M. Evolution of Pacific Rim diving beetles sheds light on Amphi-Pacific biogeography. **Ecography**, v. 40, n. 4, p. 500–510. 2017.

TUNDISI, J. G.; MATSUMURA-TUNDISI, T. **Limnologia**. São Paulo: Oficina dos textos, 2008. 631 p.

YEE, D. A.; KEHL, S. Order Coleoptera. *Em: Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates*. 3. ed. Academic Press, 2015. p. 1003–1042.

ZHANG, S. Q.; CHE, L. H.; LI, Y.; DAN, L.; PANG, H.; ŚLIPÍŃSKI, A.; ZHANG, P. Evolutionary history of Coleoptera revealed by extensive sampling of genes and species. **Nature Communications** **2018 9:1**, v. 9, n. 1, p. 1–11. 2018.

ZHANG, Z. Q. **Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness**. Auckland: Magnolia press, 2011. v. 3148, 237 p.

## 4 CAPÍTULO 1. CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE DO BRASIL: LISTA DE ESPÉCIES ATUALIZADA, DISTRIBUIÇÃO NAS DIFERENTES REGIÕES E ECOSSISTEMAS E CHAVE TAXONÔMICA PARA OS ADULTOS DOS GÊNEROS CONHECIDOS PARA O BRASIL

### 4.1 INTRODUÇÃO

A família Elmidae Curtis, 1830 compreende besouros majoritariamente aquáticos, de tamanho diminuto a moderadamente pequeno (1 mm a até 1 cm). A maioria das espécies possui coloração discreta, variando do marrom claro ao preto, entretanto alguns podem apresentar coloração conspícua, com listras e pintas contrastantes e coloração vermelha ou amarelada (SPANGLER, 1981; FERNANDES *et al.* 2010a). As larvas também são aquáticas, possuem de cinco a oito instares, geralmente tem tamanho proporcional aos adultos e são simpáticas a eles (BROWN, 1987).

Elmidae é a quarta família com a maior riqueza de espécies entre os besouros aquáticos, possuindo cerca de 1.550 espécies em 151 gêneros distribuídos por todo o planeta (JÄCH *et al.* 2016; POLIZEI *et al.* 2020). A região neotropical possui uma alta diversidade e endemismo de elmídeos, até o momento, são conhecidas 500 espécies e 51 gêneros (POLIZEI *et al.*, 2022), dos quais, 198 espécies (incluindo uma subespécie) e 26 gêneros já foram registrados para o Brasil, sendo eles: *Austrolimnius* Carter e Zeck, 1929, *Cylloepus* Erichson, 1847, *Elmis* Latreille, 1802, *Gyrelmis* Hinton, 1940, *Hexacylloepus* Hinton, 1940, *Hexanchorus* Sharp, 1882, *Hintonelmis* Spangler, 1966, *Macrelmis* Motschulsky, 1859, *Microcylloepus* Hinton, 1935, *Neblinagena* Spangler, 1985, *Neoelmis* Musgrave, 1935, *Neolimnius* Hinton, 1939, *Oolimnius* Hinton, 1939, *Pagelmis* Spangler, 1981, *Phanoceroides* Hinton, 1939, *Phanocerus* Sharp, 1882, *Pilielmis* Hinton, 1971, *Portelmis* Spangler, 1981, *Potamophilops* Grouvelle, 1896, *Spanglerelmis* Polizei e Bispo, 2022, *Stegoelmis* Hinton, 1939, *Stenhelmoides* Grouvelle, 1908, *Tolmerelmis* Hinton, 1972, *Tyletelmis* Hinton, 1972, *Xenelmis* Hinton, 1936, (JÄCH *et al.*, 2016; PASSOS *et al.*, 2023).

Dentre os estados do Brasil, aqueles com o maior número de espécies e gêneros (respectivamente) de Elmidae conhecidos são Santa Catarina (63 e 16), Amazonas (42 e 18), São Paulo (26 e 9), Rio de Janeiro (28 e 9), Pará (19 e 11) e Rondônia (19 e 11), Goiás (16 e 11) e Roraima (11 e 10) (BARBOSA *et al.*, 2013b; FERNANDES *et al.*, 2020; ALMEIDA *et al.*, 2020; JÄCH *et al.*, 2016; PASSOS *et al.*, 2023).

Grande parte da fauna brasileira foi descrita por pesquisadores estrangeiros, sendo que autores de seis nacionalidades diferentes do Brasil (Alemanha, Argentina, Eslováquia, Estados Unidos, França e Reino Unido) possuem autoria principal em publicações de espécies novas para o país (Figura I). Até meados dos anos 2000, a totalidade das espécies conhecidas para o Brasil havia sido descrita por autores estrangeiros, principalmente A.H. Grouvelle e S.D. Sharp (século XIX) e H.E. Hinton, H.P. Brown e P.J. Spangler (século XX) (Figura I).

À partir do início do século XXI, houve uma mudança drástica nesse perfil, com o início da predominância massiva de autores brasileiros nas publicações descrevendo espécies (Figura I). É provável que essa mudança de cenário se deva, em grande parte, ao pioneirismo dos estudos de V. Manzo, que sumariza na forma de listas e chaves taxonômicas o conhecimento da fauna da América do Sul (MANZO, 2005; 2007) e M.I.S. Passos e colaboradores, que inauguraram os estudos brasileiros com taxonomia da família (PASSOS e FÉLIX, 2004a; 2004b) e publicaram a primeira chave taxonômica para o país (PASSOS *et al.*, 2007) (Figura I).

O incremento de iniciativas e programas governamentais brasileiros focados nos estudos taxonômicos (*e.g.* ProTaxa CNPq e Refauna MCTI) e da biodiversidade (*e.g.* PPBio MCTI) nacional nos últimos 20 anos, contribuiu largamente para o aumento do conhecimento da fauna do Brasil. Neste contexto, muito se avançou no conhecimento sobre a família Elmidae no Brasil, com 48 espécies descritas nos últimos 12 anos, 46 delas publicadas por autores brasileiros (Figura I).

Apesar do crescente número de trabalhos abordando a taxonomia de Elmidae no Brasil na última década (MAIER, 2012; MAIER, 2013; POLIZEI e BARCLAY 2018; LINSKÝ *et al.*, 2019; ALMEIDA *et al.*, 2020; GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2021; POLIZEI *et al.*, 2020; POLIZEI e FERNANDES 2020; POLIZEI *et al.*, 2022) há pouquíssimos inventários de fauna para a família e a maioria dos dados de distribuição das espécies são oriundos de registros pontuais ou apenas da localidade tipo. Os trabalhos de BARBOSA *et al.* (2013b) para Goiás, PASSOS *et al.* (2009) para o Rio de Janeiro e PASSOS *et al.* (2010) para o Amazonas são os únicos inventários publicados de abrangência regional para espécies de Elmidae no Brasil.

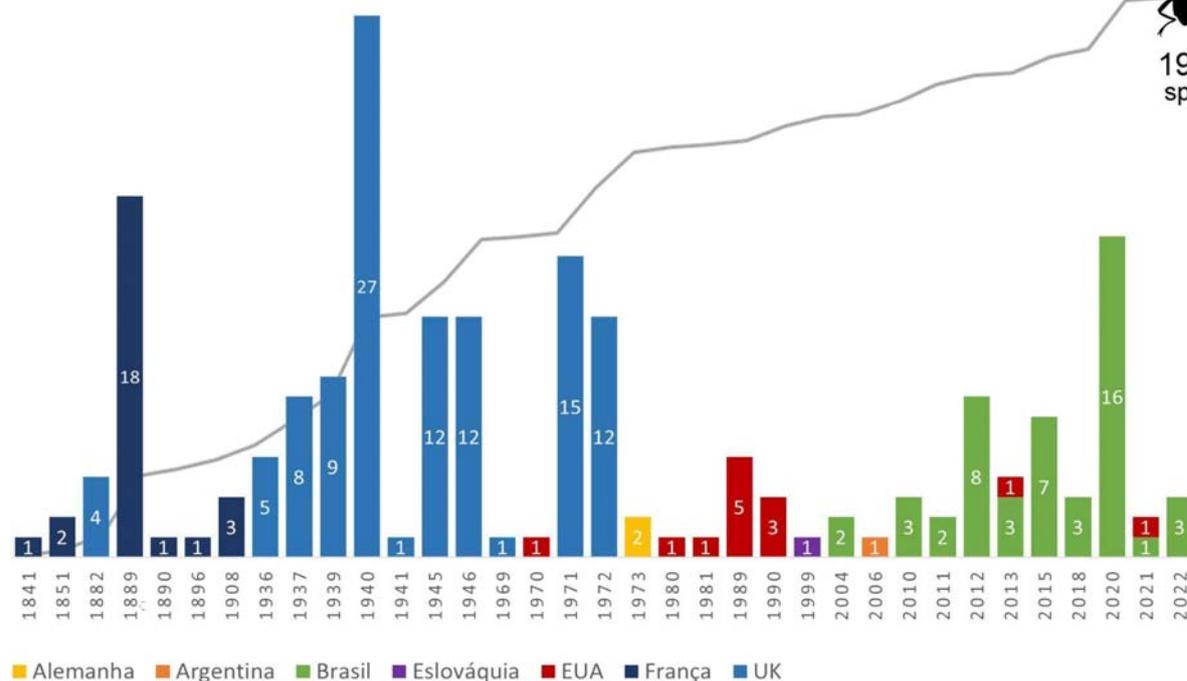


Figura I. Gráfico de barras mostrando o número de espécies descritas, por ano e por nacionalidade dos autores, e com linha de acumulação da quantidade de espécies conhecidas para a fauna brasileira (PASSOS *et al.* 2023).

Uma iniciativa que merece destaque é o Catálogo Nacional da Fauna do Brasil (CTFB), uma plataforma nacional online que é responsável pela manutenção e atualização, através da curadoria de especialistas, dos dados de registros e distribuição das diversas espécies da fauna brasileira, incluindo os besouros aquáticos da família Elmidae (PASSOS *et al.*, 2023). No entanto, o CTFB apenas atualiza os dados previamente publicados na literatura e oriundos de registros taxonômicos em nível específico. Logo, a fauna de localidades ainda não publicadas por taxonomistas de um dado grupo, permanece como lacuna completa para o mesmo.

O conhecimento da fauna de Elmidae em áreas de cobertura savânica do Brasil ainda é incipiente. Para as savanas do Brasil-Central (Cerrado) por exemplo, o inventário e chave taxonômica de BARBOSA *et. al* (2003a, 2013b) para o estado de Goiás são os único trabalhos focados em listar as espécies do Cerrado, a maior área contínua de savana das Américas. No caso da fauna de Elmidae do Tocantins, pode-se considerar que ela ainda é desconhecida, já que conta com apenas quatro registros de espécies e três gêneros (PASSOS *et. al.*, 2023). Goiás divide com o estado do Tocantins a característica de possuir quase sua totalidade territorial coberta por formações savânicas, compreendendo juntos, aproximadamente a metade de toda a área de savanas no Brasil-Central (IBGE, 2023).

O Lavrado de Roraima é um ecossistema savânico neotropical que abriga uma biota única (BARBOSA *et al.*, 2007). É considerada uma área prioritária para a conservação da biodiversidade na Amazônia (MMA, 2008) e pela posição geográfica, relevo e regime climático, o Lavrado possui características biológicas e ecossistêmicas similares à outros ecossistemas Amazônicos do que com as savanas do Brasil Central (BARBOSA *et al.*, 2007). Para as savanas amazônicas brasileiras, não há inventários publicados para a família Elmidae, e o trabalho de ALMEIDA *et al.* (2020), descrevendo e registrando novas espécies para o estado de Roraima, é a contribuição mais significativa para a fauna da região.

Por se tratarem de áreas planas, de vegetação aberta (manejo facilitado) e menos protegidas pela legislação, as savanas do norte do Brasil são especialmente cobiçadas para o agronegócio (BARBOSA *et al.*, 2007; CARVALHO e MUSTIN, 2017) e é esperado que sofram pressões antrópicas semelhantes àquela sofrida pelo Cerrado do Brasil central nos próximos anos (STRASBURG *et al.*, 2017). De modo geral, quase nada se conhece sobre a relação da fauna de Elmidae entre as diferentes regiões, ecossistemas e biomas do Brasil (BRAUM, 2019). Para se entender os fatores que determinam a distribuição de gêneros e espécies de Elmidae, que contribuem para sua diversidade e que são relevantes para sua conservação, é essencial primeiramente a elaboração de inventários faunísticos regionais e nacionais.

#### 4.1.1 OBJETIVOS GERAIS

Este capítulo visa caracterizar a fauna de Elmidae do Brasil, resumizando e atualizando os conhecimentos sobre a taxonomia e distribuição dessa fauna em todo o território brasileiro.

#### 4.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- I- Elaborar uma lista atualizada das espécies de Elmidae conhecidas para o Brasil;
- II- Caracterizar a fauna de Elmidae nos diferentes estados, biomas e ecossistemas do Brasil;
- III- Estudar as relações de similaridade da fauna de Elmidae entre quatro diferentes ecossistemas brasileiros (Floresta Amazônica, Floresta Atlântica, Savana Amazônica e Savana do Brasil Central).
- IV- Apresentar uma chave taxonômica para os adultos dos gêneros de Elmidae conhecidos para o Brasil.

## 4.2 MATERIAIS E MÉTODOS

### 4.2.1 OBTENÇÃO DOS DADOS

Os dados utilizados para atualizar a lista de espécies para o Brasil provém de coletas feitas em corpos d'água em diversas localidades do estado de Roraima pela equipe do Laboratório de Entomologia da UFRR (LabEnt-UFRR) (dados do material examinado estão detalhados na dissertação de mestrado de ALMEIDA (2023); por espécimes coletados principalmente na região do distrito de Taquaruçu, município de Palmas no estado do Tocantins pela equipe do Laboratório de Entomologia da UFT (LabEnt-UFT) (dados do material examinado estão detalhados na dissertação de mestrado de GUEDES (2022) e em material de diversas regiões do Brasil, detalhados nos seguintes manuscritos anexos à tese: ALMEIDA *et al.* (em preparação) (ANEXO 2.3.1), FERNANDES *et al.* (2023 no prelo) (ANEXO 2.2.1), FERNANDES *et al.* (submetido) (ANEXO 2.4.1).

Além disso, foram compilados todos os registros de espécies da família Elmidae para o Brasil, baseando-se principalmente em ALMEIDA *et al.* (2020), BARBOSA *et al.* (2003b) FERNANDES *et al.* (2009), FERNANDES *et al.* (2020), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), POLIZEI *et al.* (2020), POLIZEI *et al.* (2022), SEGURA *et al.* (2012), SEGURA *et al.* (2013).

Registros na literatura a nível de gênero (comumente encontrados em trabalhos de ecologia de ecossistemas aquáticos e inventários faunísticos de entomofauna geral) não foram contabilizados. Pelo fato da maioria deles não contar com especialistas do grupo em sua autoria, é comum que haja erros de registros para os gêneros (SONDERMANN 2013). Além disso, esses registros não configuram dados válidos para o CTFB.

### 4.2.2 ESTUDO MORFOLÓGICO

A metodologia para a dissecação, observação das estruturas e a nomenclatura morfológica adotada seguiu os trabalhos de HINTON (1940a), BROWN (1972), SPANGLER e PERKINS (1989), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), MANZO (2005), MANZO e ARCHANGELSKY (2008) e PASSOS *et al.* (2007).

As características que foram observadas para o estudo morfológico dos adultos de Elmidae foram: forma e distribuição de cerdas na superfície do corpo; presença e distribuição do tomento; número de artículos nas antenas; forma das antenas; número de artículos dos palpos maxilares; comprimento relativo do mento; forma do submento; presença de intumescências (áreas com aumento evidente de volume da cutícula, com aspecto de

“inchaço”); presença de gibosidades (protuberâncias arredondadas da cutícula, semelhantes a “verrugas”); presença de depressões na cutícula; número de carenas no pronoto e sua extensão; presença de impressões longitudinais, transversais, e/ ou oblíquas no disco (área central dos escleritos) pronotal e sua extensão; presença de estrias acessórias nos élitros; presença de carenas nos élitros e sua extensão; tamanho do processo prosternal, forma do processo prosternal; presença de projeções em forma de dente nos ventritos (esternitos abdominais visíveis) IV e V; presença de dentes nas garras tarsais.

A genitália do macho é usualmente utilizada para a determinação da espécie, por apresentar pouca variação intra-específica e notável variação inter-específica, de forma que no presente estudo a identificação foi determinada principalmente, utilizando-se os machos. Na genitália masculina as principais características observadas para a identificação específica são: forma e comprimento do lobo mediano; forma e comprimento do lobo basal; forma e comprimento dos parâmeros; e forma do gonóporo (HINTON, 1940a, BROWN, 1972, BUG, 1973 e SPANGLER, 1990).

Posteriormente, todos os espécimes examinados foram secos, colados em triângulos de papel com cola PVA e montados em alfinetes entomológicos (montagem dupla). Etiquetas de coletor e determinação, e um microtubo com glicerina contendo estruturas dissecadas (quando houveram), foram afixados ao alfinete do exemplar ao qual pertencem.

#### 4.2.3 CONFECÇÃO DAS PRANCHAS DOS ESPÉCIMES

Para as fotografias, foram selecionados espécimes já secos (preferivelmente antes da montagem em alfinete) e tomadas fotografias em diversos intervalos focais com um estereomicroscópio binocular Leica M165 C com câmera acoplada MC 170 HD. As fotos nos diferentes focos foram combinadas no programa LAS EZ 3.4. O programa Adobe Photoshop CS6 foi usado para o tratamento das fotos e montagem das pranchas.

#### 4.2.4 CONFECÇÃO DOS MAPAS

Os mapas foram confeccionados através de shapefiles obtidos na base de dados cartográficos do IBGE (IBGE, 2023), montados no programa QGIS 3.10 e editados no programa Adobe Photoshop CS6.

#### 4.2.5 CÁLCULO DOS ÍNDICES DE SIMILARIDADE E DENDROGRAMAS DE AGRUPAMENTO

Foram contabilizados os gêneros de Elmidae já registrados para três diferentes ecossistemas brasileiros, Floresta Amazônica (FAM), Floresta Atlântica (FAT), Savana do

Brasil-Central (SBC) e Savana Amazônica (SA), por já terem sua fauna de Elmidae minimamente inventariada em por estudos anteriores e pelo presente estudos.

Para as análises de Similaridade foi utilizado o programa Past 4.13. Foram calculados valores de similaridade (Jaccard) para os registros de gêneros e espécies de de Elmidae nos ecossistemas estudados (Tabela 1) e elaborados dendrogramas utilizando as matrizes de similaridade obtidas por meio do método de UPGMA (Figura 2). A similaridade de Jaccard foi o índice escolhido por não levar em consideração dados de abundância, sendo ideal para comparação baseadas em presença e ausência (BARONI-URBANI e BUSER, 1976).

### 4.3 RESULTADOS

#### 4.3.1 LISTA DE GÊNEROS E ESPÉCIES DE ELMIDAE CURTIS, 1830 (INSECTA:COLEOPTERA) PARA O BRASIL

- O símbolo “\*” no nome do gênero ou da espécie indica novo registro para o Brasil, e na sigla do estado indica novo registro estadual.
- O símbolo “e” no nome do gênero ou da espécie indica ocorrência conhecida somente para o Brasil.
- Anotações referentes a comentários taxonômicos e correções na lista de espécies do Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil (CTFB) estão indicadas por numeração sobrescrita.

Coleoptera Linnaeus, 1758

Polyphaga Emery, 1886

Dryopoidea Billberg, 1820 *stat. res.* (Cai *et al.*, 2022)

Elmidae Curtis, 1830

*Austrolimnius* Carter e Zeck, 1929

Carter e Zeck, 1929: 61.

Distribuição: Argentina, Austrália, Belize, Bolívia, Brasil (AM, GO, MT, PA, RJ, RO, RR\*, RS, SC, SP, TO\*), Costa Rica, Chile, Equador, Guatemala, Guiana Francesa, Indonésia, México, Nicarágua, Panamá, Papua Nova Guiné, Peru, Venezuela.

*Austrolimnius bocainensis* Miranda, Sampaio e Passos 2012<sup>e</sup>

Miranda, Sampaio e Passos, 2012: 21

Distribuição: Brasil (RJ, RR\*, RS, SC, SP) - SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), MIRANDA *et al.* (2012), POLIZEI *et al.* (2020b), PASSOS *et al.* (2023), ALMEIDA (2023\*).

*Austrolimnius browni* Hinton, 1971

Hinton, 1971c: 98

Distribuição: Brasil (DF, GO, RR\*) - SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2020b), PASSOS *et al.* (2023), ALMEIDA (2023)\*; Venezuela - HINTON (1971c), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

.

*Austrolimnius cleidecostae* Polizei, Costa e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Costa e Bispo, 2020: 60

Distribuição: Brasil (SC, SP) - SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2020b), PASSOS *et al.* (2023).

*Austrolimnius eris* Hinton, 1971

Hinton, 1971c: 94

Distribuição: Argentina - MANZO (2007), MANZO e ARCHANGELSKY (2012); Belize - SHEPARD (2004), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (DF, GO) HINTON (1971c), MANZO (2007), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2020b), PASSOS *et al.* (2023); Costa Rica - HINTON (1971c), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Equador - MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Guatemala - HINTON (1971c), MANZO (2007), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); México - BLACKWELDER (1944), HINTON (1971c), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Panamá - HINTON (1971c), MANZO (2007), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Venezuela - MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Austrolimnius formosus* (Sharp, 1882)

*Elmis formosa* Sharp, 1882: 140

Distribuição: Argentina - MANZO (2007), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Belize - SHEPARD (2004), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (DF, GO, MT, PA, RJ, SC, SP, TO\*) - PASSOS *et al.* (2009), MIRANDA *et al.* (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2020b), GUEDES *et al.* (2022)\*, PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2020; Costa Rica - HINTON (1971c); Guatemala - HINTON (1940, 1941, 1971c), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); México - HINTON (1940, 1941, 1971c), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Nicaragua - HINTON (1940, 1941, 1971c), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Panama - HINTON (1940, 1941, 1971c), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Peru - SHEPARD e CHABOO (2015), JÄCH *et al.* (2016); Venezuela - HINTON, (1971c), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Austrolimnius laevigatus* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>

*Helmis laevigata* Grouvelle, 1889: 407

Distribuição: Brasil (RJ, SC, SP) - GROUVELLE (1889), HINTON (1941), PASSOS *et al.* (2009), MIRANDA *et al.* (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Austrolimnius musgravei* Hinton, 1939

Hinton, 1939e: 197

Distribuição: Brasil (AM) - SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2020b), PASSOS *et al.* (2023); Guiana Francesa - HINTON (1939e, 1941), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Austrolimnius pilulus* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>

*Helmis pilula* Grouvelle, 1889b: 406

Distribuição: Brasil (RJ, RS, SC, SP) - GROUVELLE (1889), HINTON (1941), PASSOS *et al.* (2009), MIRANDA *et al.* (2012), POLIZEI *et al.* (2020b).

*Austrolimnius pusio* Hinton, 1941

Hinton, 1941: 157

Distribuição: Brasil (DF, GO, RO, TO\*) - HINTON (1941, 1968), DELÈVE (1970), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2020b), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2020; Equador - DELÈVE (1968), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Austrolimnius uncatius* Miranda, Sampaio e Passos, 2012

Miranda, Sampaio e Passos, 2012: 15

Distribuição: Brasil (RJ, SP) - MIRANDA *et al.* (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2020.

*Cylloepus* Erichson, 1847

Erichson, 1847: 521

Distribuição: Argentina, Belize, Bolívia, Brasil (AM, MG, PA, RJ, RO, RR\*, SC, SP, TO\*), Colômbia, Costa Rica, Equador, EUA, Guatemala, Guiana Francesa, México, Nicarágua, Panamá, Peru, Venezuela.

*Cylloepus alcine*, Hinton, 1945<sup>e</sup>

Hinton, 1945a: 62

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus brasiliensis* Grouvelle 1889°

Grouvelle, 1889: 38

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), BLACKWELDER (1944), HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus carinulus* Hinton, 1945°

Hinton, 1945a: 53

Distribuição: Brasil (SC, TO\*) - HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus confusus* Hinton, 1936°

Hinton, 1936: 54

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), BLACKWELDER (1944), HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

Homônimos: *Helmis concolor* Grouvelle, 1889: 401 - inválido; *Helmis sharpi* Zaitsev, 1910: 28 - inválido.

*Cylloepus didas* Hinton, 1945°

Hinton, 1945a: 59

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus dimorphus* Shepard, Sites e Rodrigues, 2021°

Shepard, Sites e Rodrigues, 2021: 271

Distribuição: Brasil (MG) - SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD *et al.*, (2021), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus dorvillei* Passos e Félix, 2004°

Passos e Félix, 2004: 181

Distribuição: Brasil (RJ, RR\*) - PASSOS e FÉLIX (2004b), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), ALMEIDA (2023\*).

*Cylloepus friburguensis* Sampaio, Passos e Ferreira 2011<sup>e</sup>

Sampaio, Passos e Ferreira 2011: 61

Distribuição: Brasil (RJ)<sup>1</sup> - SAMPAIO *et al.* (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Sem registro estadual no CTFB.

*Cylloepus gigas* Grouvelle, 1889<sup>e</sup>

Grouvelle, 1889: 397

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), BLACKWELDER (1944), HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus gounellei* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>

*Helmis gounellei* Grouvelle, 1889: 400

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), BLACKWELDER (1944), HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus maro* Hinton, 1945<sup>e</sup>

Hinton, 1945a: 63

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus nelo* Hinton, 1945<sup>e</sup>

Hinton, 1945a: 58

Distribuição: Brasil (SP) - HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus nessimiani* Sampaio, Passos e Ferreira, 2011<sup>e</sup>

Sampaio, Passos e Ferreira, 2011: 60

Distribuição: Brasil (RJ) - SAMPAIO *et al.* (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus nicon* Hinton, 1945<sup>e</sup>

Hinton, 1945a: 55

Distribuição: Brazil (SC) - HINTON (1945a, 1951), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus olenus* Hinton, 1945<sup>o</sup>

Hinton, 1945a: 48

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO, RR\*, TO\*) - HINTON (1945a), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023), ALMEIDA (2023\*), CAPÍTULO 2\*.

*Cylloepus quinquecarinatus* Sampaio, Passos e Ferreira, 2011<sup>o</sup>

Sampaio, Passos e Ferreira, 2011: 58

Distribuição: Brasil (RJ) - SAMPAIO *et al.* (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus reitteri* Grouvelle, 1889<sup>o</sup>

Grouvelle, 1889: 399

Distribuição: Brasil (RJ, SC, SP) - GROUVELLE (1889), HINTON (1945a), PASSOS *et al.* (2009), SAMPAIO *et al.* (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus sharpi* Grouvelle, 1889<sup>o</sup>

Grouvelle, 1889: 398

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus typhon* Hinton, 1945<sup>o</sup>

Hinton, 1945: 51

Distribuição: Brasil (RJ?) - HINTON (1945a), PASSOS *et al.* (2009), SAMPAIO *et al.* (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Cylloepus zagreus* Hinton, 1945<sup>o</sup>

Hinton, 1945: 64

Distribuição: Brasil (MG) - HINTON (1945a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023)

*Elachistelmis* Maier, 2012\*

Maier, 2012: 62

Distribuição: Brasil (RR\*), Guiana Francesa, Suriname.

*Elachistelmis tetramera* Maier, 2012\*

Maier, 2012: 63

Distribuição: Brasil (RR\*) - ALMEIDA (2023\*), CAPÍTULO 2\*; Guiana Francesa - MAIER (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Suriname MAIER (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).*Elmis* Latreille, 1802<sup>1</sup>

Latreille, 1802: 398.

Distribuição: Albânia, Alemanha, Andorra, Argélia, Armênia, Áustria, Bélgica, Bielorrússia, Bósnia Herzegovina, Brasil (RJ), Bulgária, Croácia, Grécia, Dinamarca, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Estônia, Finlândia, França, Holanda, Hungria, Irã, Irlanda, Itália, Letônia, Liechtenstein, Lituânia, Luxemburgo, Macedônia, Montenegro, Líbano, Noruega, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Rússia, Sérvia, Síria, Suécia, Suíça, Turquia, Ucrânia, Uzbequistão.

<sup>1</sup>A ocorrência do gênero no Brasil precisa ser reavaliada, uma vez que se trata de um grupo majoritariamente Paleártico.*Elmis emiliae* (Grouvelle, 1889) *incertae sedis*<sup>1</sup>*Helmis emiliae* Grouvelle, 1889: 401Distribuição: Brasil (RJ) - GROUVELLE (1889), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).<sup>1</sup>Espécie pertencente a outro gênero?. Provável sinônimo sênior de *Cylloepus carinulus* Hinton, 1945 (POLIZEI, comunicação pessoal).*Epodelmis* Hinton, 1973\*

Hinton, 1973a: 5

Distribuição: Bolívia, Brasil (MT\*, RR\*)

*Epodelmis rosa* Hinton, 1973a\*

Hinton, 1973a: 5

Distribuição: Bolívia - HINTON (1973a), MANZO e MOYA (2010), PASSOS *et al.* (2010); Brasil (MT\*) - ALMEIDA *et al.* (ANEXO 2.3.1\*).

*Epodelmis anaua* Almeida, Fernandes e Polizei (ANEXO 2.3.1\*)<sup>c</sup>

Almeida *et al.* (ANEXO 2.3.1\*)

Distribuição: Bolívia, Brasil (RR\*) - ALMEIDA *et al.* (ANEXO 2.3.1\*).

*Gyrelmis* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 381

Distribuição: Brasil (AM, GO, PA, RO, RR, TO\*), Colômbia, Guiana Francesa.

*Gyrelmis brunnea* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 405

Distribuição: Brasil (GO, PA, TO\*) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010), BARBOSA *et al.*, 2013a, GUEDES (2022); Colômbia - GONZÁLES-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020); Guiana Francesa - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), CLAVIER *et al.* (2021).

*Gyrelmis glabra* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 388

Distribuição: Brasil (AM) - PASSOS *et al.* (2010); Guiana Francesa - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010).

*Gyrelmis longipes* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 400

Distribuição: Brasil (PA, RO) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010); Guiana Francesa - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010).

*Gyrelmis maculata* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 402

Distribuição: Brasil (AM, PA, TO\*) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010), GUEDES (2022\*); Colômbia - GONZÁLES-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020).

*Gyrelmis nubila* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 407

Distribuição: Brasil (RO, TO\*) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010), GUEDES (2022\*); Guiana Francesa - HINTON (1940a), CLAVIER *et al.* (2021).

*Gyrelmis obesa* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 393

Distribuição: Brasil (AM, RR) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010), ALMEIDA *et al.* (2020), ALMEIDA (2023), CAPÍTULO 2; Guiana Francesa - HINTON (1940a), CLAVIER *et al.* (2021).

*Gyrelmis pusio* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940a: 398

Distribuição: Brasil (AM, RO, TO\*) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010), GUEDES (2022\*).

*Gyrelmis rufomarginata* (Grouvelle, 1889)

*Helmis rufomarginata* Grouvelle, 1889: 405

Distribuição: Brasil (GO, SC) - GROUVELLE (1889), HINTON (1940a), BARBOSA *et al.* (2013a); Colômbia - GONZÁLES-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020).

*Gyrelmis simplex* Hinton, 1940

Hinton, 1940b: 392

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010); Guiana Francesa - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), CLAVIER *et al.* (2021).

*Gyrelmis spinata* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 390

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1940a), PASSOS *et al.* (2010); Guiana Francesa - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), CLAVIER *et al.* (2021).

*Gyrelmis thoracica basalis* Hinton, 1940

Hinton, 1940a: 398

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO, TO\*) - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), GUEDES (2022\*); Colômbia - GONZÁLES-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020); Guiana Francesa - HINTON (1940a), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010).

*Heterelmis* Sharp, 1882

Sharp, 1882: 130.

Distribuição: Belize, Bolívia, Brasil (MG, RJ, SC, SP, TO\*), Chile, Colômbia, Costa Rica, Equador, EUA, Guatemala, Guiana Francesa, México, Nicarágua, Peru, Trinidad e Tobago.

*Heterelmis debilis* Polizei, 2018<sup>e</sup>

Polizei, 2018: 2

Distribuição: Brasil (MG, RJ, SC, SP, TO\*) - POLIZEI (2018), GUEDES (2022\*), PASSOS et al. (2023).

*Heterelmis dubia* Grouvelle, 1889<sup>e</sup>

Grouvelle, 1889: 399

Distribuição: Brasil (SC, SP, TO\*) - GROUVELLE (1889), BLACKWELDER (1944), BROWN (1972), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI (2018), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023).

.

*Heterelmis gibbosa* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>*Helmis gibbosa* Grouvelle, 1889: 404

Distribuição: Brasil (RJ) - GROUVELLE (1889), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI (2018), PASSOS *et al.* (2023).

*Heterelmis limnoides* Hinton, 1936a<sup>e</sup>

Hinton, 1936a: 288

Distribuição: Brasil (SC, SP)<sup>1</sup> - HINTON (1936a), BLACKWELDER (1944), BROWN (1972), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI (2018), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Sem registros estaduais no CTFB.

*Hexacylloepus* Hinton, 1940

Hinton, 1940d: 331.

Distribuição: Belize, Bolívia, Brasil (AM, BA, DF, GO, MG, MS, RJ, RS, RR\*, SC, SP, TO\*), Costa Rica, Cuba, Equador, EUA, Guatemala, Guiana Francesa, Haiti, Jamaica, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Porto Rico, Suriname, Venezuela.

*Hexacylloepus abdominalis* (Hinton, 1937)<sup>e</sup>

*Cylloepus abdominalis* Hinton, 1937a: 284

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1937a, 1940d), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus aciculus* (Hinton, 1937)

*Cylloepus aciculus* Hinton, 1937a: 282

Distribuição: Brasil (SC, TO\*) - HINTON (1937a, 1940d), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022), PASSOS *et al.* (2023), Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Hexacylloepus bassindalei* Hinton, 1969

*Hexacylloepus bassindalei* Hinton, 1969: 127

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1969), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Hexacylloepus calori* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 9

Distribuição: Brasil (BA) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus casariae* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 11

Distribuição: Brasil (MG) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus flavipes* (Grouvelle 1889)<sup>e</sup>

*Helmis flavipes* Grouvelle 1889:404

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus frater* Hinton, 1939

Hinton, 1939a: 181

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1939a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Guiana Francesa - BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.*

(2013), JÄCH *et al.* (2016); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016)

*Hexacylloepus froehlichii* Polizei, Barclay e Bispo 2020<sup>o</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 13

Distribuição: Brasil (SP) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus geiseri* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>o</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 16

Distribuição: Brasil (RJ, RS, SC, SP) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus grandis* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>o</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 18

Distribuição: Brasil (SP) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus granosus* (Grouvelle, 1889)<sup>o</sup>

*Helmis granosus* Grouvelle, 1889: 403

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus iassu* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>o</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 20

Distribuição: Brasil (BA) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus indistinctus* (Hinton, 1937)

*Cylloepus indistinctus* Hinton, 1937a: 282

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1937a, 1940d), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010).

*Hexacylloepus maierae* Polizei, Barclay e Bispo, 2020\*

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 24

Distribuição: Brasil (RR\*) - ALMEIDA (2023\*), CAPÍTULO 2\*, Suriname - POLIZEI *et al.* (2020a).

*Hexacylloepus manauara* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>o</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 27

Distribuição: Brasil (AM, RR\*) - POLIZEI *et al.* (2020a), ALMEIDA (2023\*).

*Hexacylloepus nunezi* Hinton, 1973\*

Hinton, 1973: 253

Distribuição: Brasil (RR\*) - ALMEIDA (2023\*), Venezuela - HINTON (1973b), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Hexacylloepus phalluspilosus*, Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 31

Distribuição: Brasil (DF, GO, SP) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus plaumanni* (Hinton, 1937)<sup>e</sup>

*Cylloepus plaumanni* Hinton, 1937a: 280

Distribuição: Brasil (SC, TO\*) - HINTON (1937a, 1940d), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus shorti*, Polizei, Barclay e Bispo, 2020\*

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 33

Distribuição: Brasil (RR\*) - ALMEIDA (2023\*), Venezuela - POLIZEI *et al.* (2020a).

*Hexacylloepus subsulcatus* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>

*Helmis subsulcata* Grouvelle, 1889: 403

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus sulcatus* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>

*Helmis sulcata* Grouvelle, 1889: 402

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), HINTON (1940d), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus tibialis* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 40

Distribuição: Brasil (SP) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus ubirajarai* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 42

Distribuição: Brasil (MG, RR\*) - POLIZEI *et al.* (2020a), ALMEIDA (2023\*), CAPÍTULO 2\*, PASSOS *et al.* (2023).

*Hexacylloepus zanini* Polizei, Barclay e Bispo, 2020<sup>e</sup>

Polizei, Barclay e Bispo, 2020a: 44

Distribuição: Brasil (MS, SP) - POLIZEI *et al.* (2020a), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexanchorus* Sharp, 1882

Sharp, 1882: 127

Distribuição: Argentina, Bolívia, Brasil (ES, RJ, SC), Colômbia, Costa Rica, Equador, Guadalupe, Guatemala, Martinica, México, Panamá, Paraguai, Peru, Santa Lucia, São Vicente, República Dominicana, Venezuela.

*Hexanchorus caraibus* (Coquerel, 1851)

*Potamophilus caraibus* Coquerel, 1851: 601

Distribuição: Brasil (RJ) - PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), Guadalupe - COQUEREL (1851), DARLINGTON (1936), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Martinica - COQUEREL (1851), DARLINGTON (1936), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Santa Lucia - COQUEREL (1851), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), São Vicente - COQUEREL (1851), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); República Dominicana - COQUEREL (1851), DARLINGTON (1936) SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Hexanchorus gracilipes* Sharp, 1882

Sharp, 1882: 128

Distribuição: Brasil (RJ) - PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), Costa Rica - HINTON (1940D), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), Guatemala - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); México - SHARP (1882), HINTON (1940D), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992),

SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Panamá - SHARP (1887), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Hexanchorus tarsalis* Hinton, 1937<sup>e</sup>

Hinton, 1937b: 95

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1937b, 1940d), BLACKWELDER (1944), SPANGLER e STAINES (2003), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hexanchorus thermarius* (Coquerel, 1851)<sup>e</sup>

*Potamophilus thermarius* Coquerel, 1851: 604

Distribuição: Brasil (ES) - BLACKWELDER (1944), COSTA *et al.* (1999), SPANGLER e STAINES (2003), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Hintonelmis* Spangler, 1966

Spangler, 1966: 411

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO, RR\*, SC), Colômbia, Equador, Guiana Francesa.

*Hintonelmis anamariae* Fernandes, Passos e Hamada, 2010

Fernandes, Passos e Hamada, 2010a: 44

Distribuição: Bolívia, Brasil (AM, RR\*) - FERNANDES *et al.* (2010a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2\*; Equador - POLIZEI e BARCLAY (2018).

*Hintonelmis atys* Hinton, 1971

Hinton, 1971a: 201

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020).

*Hintonelmis carus* Hinton, 1971<sup>e</sup>

Hinton, 1971a: 203

Distribuição: Brasil (AM, RO) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023)

*Hintonelmis delevei* Hinton, 1971

Hinton, 1971a: 205

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023), Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020); Guiana Francesa - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), CLAVIER *et al.* (2021).

*Hintonelmis maro* Hinton, 1971<sup>o</sup>

Hinton, 1971a: 204

Distribuição: Brasil (AM, PA) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023).

*Hintonelmis messa* Hinton, 1971<sup>o</sup>

Hinton, 1971a: 208

Distribuição: Brasil (PA) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023).

*Hintonelmis opis* Hinton, 1971

Hinton, 1971a: 199

Distribuição: Brasil (AM, RO) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020).

*Hintonelmis perfecta* (Grouvelle, 1908)\**Ancyronyx perfectus* Grouvelle, 1908: 105

Distribuição: Brasil (RR\*) - CAPÍTULO 2\*; Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020); Guiana Francesa - HINTON (1971a), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), CLAVIER *et al.* (2021).

*Hintonelmis roellae* Polizei e Barclay, 2018<sup>o</sup>

Polizei e Barclay, 2018: 2955

Distribuição: Brasil (SC) - POLIZEI e BARCLAY (2018).

*Hintonelmis sloanei* Hinton, 1971<sup>o</sup>

Hinton, 1971a: 198

Distribuição: Brasil (AM, PA) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023).

*Hintonelmis sul* Hinton, 1971

Hinton, 1971a: 196

Distribuição: Brasil (RO) - HINTON (1971a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e BARCLAY (2018), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020).

*Macrelmis* Motschulsky, 1860

Motschulsky, 1860: 52

Distribuição: Argentina, Bolívia, Brasil (AM, GO, MG, RJ, RO, RR, SC, SP, TO\*), Colômbia, Costa Rica, Equador, EUA, Guatemala, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Trinidad e Tobago, Venezuela.

*Macrelmis aeolus*<sup>1</sup> (Hinton 1946)

*Elsianus aeolus* Hinton, 1946a: 139

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Peru - SPANGLER (1966), SEGURA *et al.* (2013), SHEPARD e CHABOO (2015), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis aeolis*”

*Macrelmis aequalis* (Hinton, 1937)

*Elsianus aequalis* Hinton, 1937b: 97

Distribuição: Argentina - FERNANDEZ *et al.* (2008), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (SC) - HINTON (1937b), HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis aleus*<sup>1</sup> (Hinton, 1946)<sup>c</sup>

*Elsianus aleus* Hinton, 1946a: 138

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis alea*”.

*Macrelmis amanus*<sup>1</sup> (Hinton, 1946)

*Elsianus amanus* Hinton, 1946: 137

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Peru - SHEPARD e CHABOO (2015).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis amana*”.

*Macrelmis amazonica* (Hinton, 1945)

*Elsianus amazonicus* Hinton, 1945: 91

Distribuição: Brasil (RO) - HINTON (1945c), HINTON (1946a), BROWN (1984), MANZO (2003), PASSOS *et al.* (2010), Panamá - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1986), Peru - SHEPARD e CHABOO (2015).

*Macrelmis antiqua* (Grouvelle, 1896)<sup>°</sup>

*Elsianus antiquus* Grouvelle, 1896: 41

Distribuição: Brasil (?) - GROUVELLE (1896), BROWN (1984), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis aristaeus*<sup>1</sup> (Hinton, 1946)<sup>°</sup>

*Elsianus aristaeus* Hinton, 1946: 134

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis aristeá*”.

*Macrelmis bispo* Barbosa, Fernandes e Oliveira, 2013<sup>°</sup>

Barbosa, Fernandes e Oliveira, 2013b: 130

Distribuição: Brasil (GO, TO\*) - BARBOSA *et al.* (2013b), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis bocainensis* Passos, Miranda e Nessimian, 2015<sup>°</sup>

Passos, Miranda e Nessimian, 2015: 196

Distribuição: Brasil (RJ) - PASSOS *et al.* (2015, 2023).

*Macrelmis browni* Passos, Miranda e Nessimian, 2015<sup>°</sup>

Passos, Miranda e Nessimian, 2015: 200

Distribuição: Brasil (RJ) - PASSOS *et al.* (2015, 2023).

*Macrelmis celsus* (Hinton, 1946)<sup>°</sup>

*Elsianus celsus* Hinton, 1946: 145

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis celsa*”.

*Macrelmis codrus* (Hinton, 1946)<sup>°</sup>

*Elsianus codrus* Hinton, 1946: 147

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis codris*”.

*Macrelmis fluminensis* Sampaio, Passos e Ferreira, 2012<sup>°</sup>

Sampaio, Passos e Ferreira, 2012: 164

Distribuição: Brasil (RJ) - SAMPAIO *et al.* (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

.

*Macrelmis friburguensis* Sampaio, Passos e Ferreira, 2012<sup>°</sup>

Sampaio, Passos e Ferreira, 2012: 166

Distribuição: Brasil (RJ) - SAMPAIO *et al.* (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis froehlichii* Barbosa, Fernandes e Oliveira, 2013<sup>°</sup>

Barbosa, Fernandes e Oliveira, 2013: 132

Distribuição: Brasil (GO) - BARBOSA *et al.* (2013b), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis grouvellei* (Hinton, 1936)<sup>°</sup>

*Cylloepus grouvellei* Hinton, 1936b: 55

*Cylloepus granosus* Grouvelle, 1896: 44

*Elsianus granosus*<sup>1</sup>, Hinton, 1945a: 43

*Macrelmis granosa*, Brown, 1984: 125

Distribuição: Brasil (RJ) - GROUVELLE (1896), HINTON (1945a), BROWN (1984), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Indevidamente mantida como “*Macrelmis granosa* (Grouvelle, 1896)” no CTFB.

*Macrelmis isus*<sup>1</sup> (Hinton, 1946)

*Elsianus isus* Hinton, 1946a: 129

Distribuição<sup>2</sup>: Argentina - MANZO e ARCHANGELSKY (2001, 2012), FERNANDEZ *et al.* (2008), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Bolívia - MANZO e ARCHANGELSKY (2008), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (GO, RJ, SC, TO\*) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SAMPAIO *et al.* (2012), BARBOSA *et al.* (2013b), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis isis*”.

<sup>2</sup>Registros estaduais ausentes no CTFB.

*Macrelmis itatiaiensis*<sup>1</sup> Passos, Miranda e Nessimian, 2015<sup>o</sup>

Passos, Miranda e Nessimian, 2015: 199

Distribuição: Brasil (MG, RJ) - PASSOS *et al.* (2015, 2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis itatiensis*”.

*Macrelmis nessimiani* Barbosa, Fernandes e Oliveira, 2013<sup>o</sup>

Barbosa, Fernandes e Oliveira, 2013: 135

Distribuição: Brasil (GO) - BARBOSA *et al.* (2013b), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis plaumanni* (Hinton, 1946)

*Elsianus plaumanni* Hinton, 1946a: 143

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Macrelmis pubescens* (Grouvelle, 1889)<sup>o</sup>

*Elsianus pubescens* Grouvelle, 1889: 396

Distribuição: Brasil (SP, SC) - GROUVELLE (1889), HINTON (1946a), BROWN (1984), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e CASARI (2019), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis rodrigo* Almeida, Fernandes e Boldrini, 2020<sup>e</sup>

Almeida, Fernandes e Boldrini, 2020: 278

Distribuição: Brasil (RR) - ALMEIDA *et al.*, (2020), ALMEIDA (2023); PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis saleius*<sup>1</sup> (Hinton, 1946)<sup>e</sup>

*Elsianus saleius* Hinton, 1946: 144

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis saleia*”.

<sup>2</sup>Registros estaduais ausentes no CTFB.

*Macrelmis salti* (Hinton, 1936)<sup>e</sup>

*Elsianus salti* Hinton, 1936: 283

Distribuição: Brasil (SP) - HINTON (1936a), HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Macrelmis thorpei* (Hinton, 1946)<sup>e</sup>

*Elsianus thorpei* Hinton, 1946: 131

Distribuição: Brasil (AM, RR) - HINTON (1946a), BROWN (1984), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), ALMEIDA *et al.* (2020), ALMEIDA (2023), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2.

*Macrelmis tijucana* Passos e Félix, 2004<sup>e</sup>

Passos e Félix, 2004: 49

Distribuição: Brasil (RJ) - PASSOS e FÉLIX (2004b), PASSOS *et al.* (2009, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Macrelmis tityrus* (Hinton, 1946)<sup>e</sup>

*Elsianus tityrus* Hinton, 1946: 133

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1946a), BROWN (1984), PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis tityra*”.

<sup>2</sup>Registros estaduais ausentes no CTFB.

*Macrelmis zamus* (Hinton, 1946)<sup>°</sup>

Elsianus zamus Hinton, 1946: 141

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1946a), BROWN (1984), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Grafia errada no CTFB “*Macrelmis zama*”.

<sup>2</sup>Registros estaduais ausentes no CTFB.

*Microcylloepus*, Hinton 1935

*Microcylloepus* Hinton, 1935: 178

Distribuição: Brasil (AM, BA, GO, SC, SP, RR\*, TO\*), Canadá, Chile, Costa Rica, EUA, Guatemala, Guiana Francesa, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Trinidad e Tobago, Uruguai.

*Microcylloepus acuminatus* Bug, 1973<sup>°</sup>

Bug, 1973: 115

Distribuição: Brasil (SP) - BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus dolon* Hinton, 1945<sup>°</sup>

Hinton, 1945b: 60

Distribuição: Brasil (AM, RR\*) - HINTON (1945b), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), CAPÍTULO 2\*, PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus grandis* Hinton, 1940

Hinton, 1940c: 66

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940b, 1940c), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010).

*Microcylloepus granosus* Hinton, 1940<sup>°</sup>

Hinton, 1940c: 64

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940b, 1940c), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus immsi* (Hinton, 1937)<sup>e</sup>

*Cylloepus immsi* Hinton, 1937a: 98

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1937a, 1940b), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus inaequalis* (Sharp, 1882)

*Elmis inaequalis* Sharp, 1882: 137

*Limnius mexicanus* Hinton, 1934: 199 (Sinônimo)

*Microcylloepus mexicanus* Hinton, 1935 (Sinônimo)

Distribuição: Brasil (GO, SC, TO\*) - HINTON (1940b), BLACKWELDER (1944), SEGURA *et al.* (2012, 2013), BARBOSA *et al.* (2013a), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023); Costa Rica - SHARP (1882), BLACKWELDER (1944), JÄCH *et al.* (2016); Guatemala - SHARP (1882), HINTON (1940c, 1940d), JÄCH *et al.* (2016); México - HINTON (1940c, 1940d), JÄCH *et al.* (2016); Nicarágua - SHARP (1882), BLACKWELDER (1944), JÄCH *et al.* (2016); Panamá - SHARP (1882), BLACKWELDER (1944), JÄCH *et al.* (2016); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Microcylloepus loebli* Polizei, 2018<sup>e</sup>

Polizei, 2018: 324

Distribuição: Brasil (BA) - POLIZEI (2018), PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus longipes* (Grouvelle, 1889)

*Helmis longipes* Grouvelle, 1889: 408

Distribuição: Brasil (SC) - GROUVELLE (1889), HINTON (1940d), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Microcylloepus plaumanni* Hinton, 1940

Hinton, 1940c: 68

Distribuição: Argentina - MANZO (2007), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (SC, RR\*) - HINTON (1940b, 1940c), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), ALMEIDA (2023\*), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Microcylloepus pumilus* Bug, 1973<sup>e</sup>

Bug, 1973: 118

Distribuição: Brasil (SP) - BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus pustulatus* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940c: 62

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1940b, 1940c), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Microcylloepus sparsus* Hinton, 1940

Hinton, 1940b: 237

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940b), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Uruguai - CHALAR (1994), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Microcylloepus spinipes* Hinton, 1940

Hinton, 1940c: 63

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940b, 1940c), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Neblinagena* Spangler, 1985

Spangler, 1985: 539

Distribuição: Brasil (RR), Venezuela

*Neblinagena doylei* Kodada e Jäch, 1999

Kodada e Jäch, 1999: 27

Distribuição: Brasil (RR) - GAMA NETO e PASSOS (2016), ALMEIDA (2023); Venezuela - KODADA E JÄCH (1999), MAIER (2013), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), ČIAMPOR *et al.* (2017).

*Neoelmis* Musgrave, 1935

Musgrave, 1935: 34

Distribuição: Argentina, Bolívia, Brasil (AM, GO, PA, PR, RO, RR\*, RS, SC, TO\*), Chile, Colômbia, Cuba, Costa Rica, Equador, EUA, Guatemala, Guiana Francesa, Haiti, Jamaica, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Trinidad e Tobago, Venezuela.

*Neoelmis alcine* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 124

Distribuição: Brasil (PR) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis ampla* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940e:144

Distribuição: Brasil (RO) - HINTON (1940e), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis atys* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 125

Distribuição: Brasil (RS) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis fossa* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940e: 145

Distribuição: Brasil (AM, RR\*) - HINTON (1940e), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); CAPÍTULO 2\*.

*Neoelmis giga* Hinton, 1939<sup>e</sup>

Hinton, 1939d: 39

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1939d, 1940e), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis limosa* (Grouvelle, 1908)

*Helms limosa* Grouvelle, 1908: 184

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO, RR\*) - HINTON (1940e), BLACKWELDER (1944), DELÈVE (1970), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2\*; Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020); Guiana Francesa - HINTON (1940e), BLACKWELDER (1944), DELÈVE (1970), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Neoelmis lobata* Hinton, 1939<sup>o</sup>

Hinton, 1939d: 40

Distribuição: Brasil (SC) -HINTON (1939d, 1940e), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis maculata* Hinton, 1940

Hinton, 1940e: 140

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (AM, RR\*, TO\*) - HINTON (1940e, 1972b), PASSOS *et al.* (2010, 2023), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), CAPÍTULO 2\*; Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020); Guiana Francesa - CLAVIER *et al.* (2021); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Registros estaduais incorretos no CTFB “SC”.

*Neoelmis mamorata* Hinton, 1940<sup>o</sup>

Hinton, 1940e: 143

Distribuição: Brasil (RO, RR\*) - HINTON (1940e, 1972b), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2\*.

*Neoelmis maro* Hinton, 1972<sup>o</sup>

Hinton, 1972b: 120

Distribuição: Brasil (PR) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis mila* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 131

Distribuição: Brasil (RS) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis mormo* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 127

Distribuição: Brasil (PR, RS) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis musgravei* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940e: 150

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940e, 1972b), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis nana* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940e: 147

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940e), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis nelo* Hinton, 1972

Hinton, 1972b: 130

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Neoelmis nicon* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 128

Distribuição: Brasil (PR, RS, SC) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis opis* Hinton, 1972

Hinton, 1972b:134

Distribuição: Bolívia - HINTON (1972b), MANZO e MOYA (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (AM, RR\*) - PASSOS *et al.* (2010), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), ALMEIDA (2023), CAPÍTULO 2\*; Equador - MONTE e MASCAGNI, 2012, SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Neoelmis plaumanni* Hinton, 1940<sup>e</sup>

Hinton, 1940e: 138

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940e), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis prosternalis* Hinton, 1939<sup>e</sup>

Hinton, 1939d: 38

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1939d, 1940e), BLACKWELDER (1944), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis reichardti* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 118

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis sul* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 123

Distribuição: Brasil (GO, MA) - HINTON (1972b), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Neoelmis thyas* Hinton, 1972<sup>e</sup>

Hinton, 1972b: 122

Distribuição: Brasil (RO, RR\*, TO\*) - HINTON (1972b), PASSOS *et al.* (2010, 2023), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), CAPÍTULO 2\*.

*Neolimnius* Hinton, 1939

Hinton, 1939: 41

Distribuição: Brasil (AM, RR), Colômbia, Guiana Francesa.

*Neolimnius palpalis* Hinton, 1939

Hinton, 1939c: 43

Distribuição: Brasil (AM, RR) - HINTON (1939c), PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), ALMEIDA *et al.* (2020), ALMEIDA *et al.* (2023), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2; Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020), Guiana Francesa - HINTON (1939c), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Oolimnius* Hinton, 1939<sup>e</sup>

Hinton, 1939: 36

Distribuição: Hinton, 1939: Brasil (GO, SC).

*Oolimnius salti* Hinton, 1939<sup>e</sup>

Hinton, 1939c:36

Distribuição: Brasil (GO, SC) - HINTON (1939c), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), BARBOSA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Pagelmis* Spangler, 1981

Spangler, 1981: 286

Distribuição: Brasil (AM, RR), Colômbia, Equador, Suriname.

*Pagelmis amazonica* Spangler, 1981

Spangler, 1981: 287

Distribuição: Brasil (RR) -ALMEIDA *et al.* (2020), ALMEIDA (2023), CAPÍTULO 2, POLIZEI e HAMADA (2021), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA

*et al.* (2020), Equador - SPANGLER (1981b), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Pagelmis mura* Polizei e Hamada, 2021<sup>c</sup>

Polizei e Hamada, 2021: 370

Distribuição: Brasil (AM, RR\*) - POLIZEI e HAMADA (2021), ALMEIDA (2023\*), PASSOS *et al.* (2023).

*Phanoceroides* Hinton, 1939

Hinton, 1939: 169

*Phanoceroides aquaticus* Hinton, 1939<sup>c</sup>

Hinton, 1939b: 172

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1939b), BLACKWELDER (1944), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

.

*Phanocerus* Sharp, 1882

Sharp, 1882: 128

Distribuição: Argentina, Belize, Brasil (AM, GO, RJ, SC, TO\*), Colômbia, Costa Rica, Cuba, Guatemala, Haiti, Honduras, Jamaica, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Porto Rico, República Dominicana, EUA, Trinidad e Tobago, Uruguai, Venezuela.

*Phanocerus clavicornis* Sharp, 1882

Sharp, 1882: 129

Distribuição: Belize - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (AM, GO, RJ, SC, TO\*) - HINTON (1937b), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), PASSOS *et al.* (2009, 2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020); Costa Rica - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Cuba - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SHEPARD e MEGNA (2006), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Guatemala - SHARP (1882), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Haiti - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Honduras - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013),

JÄCH *et al.* (2016); Jamaica - SCHAEFFER (1911), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); México - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Nicarágua (?) - JÄCH *et al.* (2016); Panamá - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Porto Rico - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); República Dominicana - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); EUA (Texas) - SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), JÄCH *et al.* (2016) ; Venezuela - MAIER (2013), SPANGLER e SANTIAGO-FRAGOSO (1992), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Phanocerus congener* Grouvelle, 1898\*

Grouvelle, 1898: 46

Distribuição: Belize - SHEPARD (2004), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (RR\*) - ALMEIDA (2023\*); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020); Equador - MONTE e MASCAGNI (2012); Granada - GROUVELLE (1898), DARLINGTON (1936), HINTON (1971d), PECK (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Trinidad e Tobago - HINTON (1971d), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Venezuela - MAIER (2013), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Pilielmis* Hinton, 1971

Hinton, 1971b: 161

Distribuição: Brasil (AM, AP, MT, PA, RO, RR\*), Colômbia, Guiana Francesa, Suriname.

*Pilielmis abdera* Hinton, 1971<sup>e</sup>

Hinton, 1971b: 166

Distribuição: Brasil (RO, RR\*) - HINTON (1971b), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2\*.

*Pilielmis apama* Hinton, 1971<sup>1</sup>

Hinton, 1971b: 165

Distribuição: Brasil (AM, AP, MT) - HINTON (1971b), PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020); Guiana Francesa - HINTON (1971b), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Indevidamente não listada no CTFB.

*Pilielmis clita* Hinton, 1971<sup>c</sup>

Hinton, 1971b: 165

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1971b), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2012, 2013), JÄCH et al. (2016), PASSOS et al. (2023).

*Pilielmis halia* Hinton, 1971<sup>c</sup>

Hinton, 1971b: 164

Distribuição: Brasil (PA) - HINTON (1971b), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2012, 2013), JÄCH et al. (2016), PASSOS et al. (2023).

*Pilielmis murcia* Hinton, 1971

Hinton, 1971b: 163

Distribuição: Brasil (AM, PA) - HINTON (1971b), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2012, 2013), JÄCH et al. (2016), PASSOS et al. (2023); Guiana Francesa - HINTON (1971b), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016).

*Pilielmis sara* Hinton, 1971<sup>c</sup>

Hinton, 1971b: 164

Distribuição: Brasil (AM) - HINTON (1971b), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2012, 2013), JÄCH et al. (2016), PASSOS et al. (2023).

*Portelmis* Spangler, 1981

Spangler, 1981: 35

Distribuição: Brasil (AM, MG, MT, PA, RR, TO), Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Peru.

*Portelmis fusariae* Polizei e Fernandes, 2020<sup>e</sup>

Polizei e Fernandes, 2020: 461

Distribuição: Brasil (MT) - POLIZEI e FERNANDES (2020), PASSOS et al. (2023).

*Portelmis gurneyi* Spangler 1980

Spangler 1980: 63

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (AM, PA, MG, RR, TO) - FERNANDES *et al.* (2010b), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e FERNANDES (2020), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020); Equador - SPANGLER (1980), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Peru - SHEPARD e CHABOO (2015), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Registro estadual errado no CTFB “AP”

*Portelmis kinonatilis* Fernandes, Passos e Hamada, 2010<sup>o</sup>

Fernandes, Passos e Hamada, 2010b: 34

Distribuição: Brasil (AM) - FERNANDES *et al.* (2010b), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023), PASSOS *et al.* (2023).

*Portelmis krolowi* Polizei e Fernandes, 2020<sup>o</sup>

Polizei e Fernandes, 2020: 457

Distribuição: Brasil (TO) - POLIZEI e FERNANDES (2020), PASSOS *et al.* (2023).

*Portelmis paulicruzi* Fernandes, Passos e Hamada, 2010<sup>o</sup>

Fernandes, Passos e Hamada, 2010b: 40

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (AM, PA) FERNANDES *et al.* (2010b), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI e FERNANDES (2020), PASSOS *et al.* (2023).

<sup>1</sup>Registros estadual ausente no CTFB “PA”

*Portelmis vanini* Polizei e Fernandes, 2020<sup>o</sup>

Polizei e Fernandes, 2020: 453

Distribuição: Brasil (AM, PA) - POLIZEI e FERNANDES (2020), PASSOS *et al.* (2023).

*Potamophilops* Grouvelle, 1986

Grouvelle, 1989: 78

Distribuição: Argentina, Bolívia, Brasil (ES, GO, MG, MT, RR, SP, TO), Paraguai, Venezuela.

*Potamophilops bostrychophallus* Maier, 2013

Maier, 2013: 83

Distribuição: Brasil (RR) - ALMEIDA *et al.* (2020), ALMEIDA (2023), PASSOS *et al.* (2023); Venezuela - MAIER (2013), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD e QUENEY (2021).

*Potamophilops bragaorum* Fernandes, Passos e Hamada, 2012<sup>e</sup>

Fernandes, Passos e Hamada, 2012: 719

Distribuição: Brasil (MG, TO) - FERNANDES e HAMADA (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD e QUENEY (2021), GUEDES (2022), PASSOS *et al.* (2023).

*Potamophilops cinereus* (Blanchard, 1841)

*Potamophilus cinereus* Blanchard, 1841: 60

Distribuição: Argentina - SPANGLER e SANTIAGO (1987), FERNANDES e HAMADA (2012), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD e QUENEY (2021); Bolívia - Costa *et al.* (1999), Manzo and Moya (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD e QUENEY (2021); Brasil (ES, MT, SP) - SPANGLER e SANTIAGO (1987), VANIN e COSTA (2011), FERNANDES e HAMADA (2012), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD e QUENEY (2021), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e QUENEY (2021).

*Spanglerelmis* Polizei e Bispo, 2022<sup>e</sup>

Polizei e Bispo, 2022: 35

Distribuição: Brasil (SC, SP).

*Spanglerelmis femoralis* (Hinton, 1940)<sup>e</sup>

*Microcyloopus femoralis* Hinton, 1940b: 241

*Microcyloopus ochus* Hinton, 1940b: 245

Distribuição: Brasil (SC) - HINTON (1940b), BLACKWELDER (1944), BUG (1973), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), POLIZEI *et al.* (2022), PASSOS *et al.* (2023).

*Spanglerelmis timburi* Polizei e Bispo, 2022<sup>e</sup>

Polizei e Bispo, 2022: 48

Distribuição: Brasil (SP) - POLIZEI *et al.* (2022), PASSOS *et al.* (2023).

*Spanglerelmis xiririca* Polizei e Bispo, 2022<sup>e</sup>

Polizei e Bispo, 2022: 42

Distribuição: Brasil (SP) - POLIZEI *et al.* (2022), PASSOS *et al.* (2023).

*Stegoelmis* Hinton, 1939

Hinton, 1939: 30

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO, RR), Colômbia, Equador, Guiana, Guiana Francesa, Paraguai, Peru, Suriname, Venezuela.

*Stegoelmis andersoni* Spangler, 1990

Spangler, 1990: 10

Distribuição: Brasil (RO) - PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016); Colômbia - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020); Equador - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Peru - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), SHEPARD e CHABOO (2015).

*Stegoelmis figueiredoensis* Fernandes, Passos e Hamada, 2011<sup>e</sup>

Fernandes, Passos e Hamada, 2011: 58

Distribuição: Brasil (AM) - FERNANDES *et al.*, (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Stegoelmis geayi* (Grouvelle, 1908)

*Stenelmis geayi* Grouvelle, 1908: 181

Distribuição: Brasil (RR) - ALMEIDA *et al.* (2020), PASSOS *et al.* (2023), CAPÍTULO 2; Equador - SANDERSON (1953), SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Guiana - BLACKWELDER (1944), SANDERSON (1953), SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Guiana Francesa - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Venezuela - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Stegoelmis ica* Spangler, 1990<sup>e</sup>

Spangler, 1990: 40

Distribuição: Brasil (AM) - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Stegoelmis shepardi* Fernandes, Passos e Hamada, 2011

Fernandes, Passos e Hamada, 2011: 61

Distribuição: Brasil (RR) - FERNANDES *et al.*, (2011), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), ALMEIDA (2023), PASSOS *et al.* (2023); Guiana Francesa - CLAVIER *et al.* (2021).

*Stegoelmis stictoides* Spangler, 1990

Spangler, 1990: 39

Distribuição: Brasil (AM) - PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2019, 2020); Guiana - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Suriname - SHORT e KADOSOE (2011), JÄCH *et al.* (2016); Venezuela - SPANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Stegoelmis verrucata* Hinton, 1939

Hinton, 1939c: 31

Distribuição: Brasil (PA, RR\*) - HINTON (1939c), SANDERSON (1953), PANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), ALMEIDA (2023\*), PASSOS *et al.* (2023); Guiana Francesa - HINTON (1939c), BLACKWELDER (1944), SANDERSON (1953), PANGLER (1990), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), CLAVIER *et al.* (2021).

*Stenhelmoides* Grouvelle, 1908

Grouvelle, 1908: 182

Distribuição: Belize, Brasil (AM, AP, BA, GO, MG, MT, SP), Colômbia, Costa Rica, Equador, Guatemala, Guiana, Guiana Francesa, Honduras, Panamá, Paraguai, Perú, Venezuela.

*Stenhelmoides beebei* Spangler e Perkins, 1989

Spangler e Perkins, 1989: 29

Distribuição: Brasil (AM, AP, RR) - FERNANDES et al. (2020), ALMEIDA (2023), PASSOS et al. (2023), CAPÍTULO 2; Guiana - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016); Venezuela - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016), FERNANDES et al. (2020).

*Stenhelmoides grandis* Spangler e Perkins, 1989

Spangler e Perkins, 1989: 34

Distribuição: Brasil ( AM, PA, RR\*) - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2012, 2013), JÄCH et al. (2016), FERNANDES et al. (2020), ALMEIDA (2023\*), PASSOS et al. (2023); Guiana Francesa - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016), FERNANDES et al. (2020); Venezuela - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016), FERNANDES et al. (2020).

*Stenhelmoides grouvellei* Pic, 1923\*

*Stenelmoides grouvellei* Pic, 1923:4

Distribuição: Brasil (RR\*) - CAPÍTULO 2\*; Guiana Francesa - BLACKWELDER (1944), DELÈVE (1970), SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016), FERNANDES et al. (2020).

*Stenhelmoides platysternum* Spangler e Perkins, 1989

Spangler e Perkins, 1989: 39

Distribuição: Brasil (AM) - FERNANDES et al. (2020), PASSOS et al. (2023); Equador - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), MONTE e MASCAGNI (2012), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016).

*Stenhelmoides stegastus* Spangler e Perkins, 1989

Spangler e Perkins, 1989: 49

Distribuição: Brasil (AM, AP, MT, PA) - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2012, 2013), JÄCH et al. (2016), FERNANDES et al. (2020), PASSOS et al. (2023); Venezuela - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS et al. (2010), SEGURA et al. (2013), JÄCH et al. (2016).

*Stenhelmoides strictifrons* Grouvelle, 1908

Grouvelle, 1908: 183

Distribuição: Brasil (AM, AP, BA, GO, MG, MT, PA, SP, TO) - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020), GUEDES (2022), PASSOS *et al.* (2023); Guiana - BLACKWELDER (1944), SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020); Guiana Francesa - GROUVELLE (1908), SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), CLAVIER *et al.* (2021); Peru - SPANGLER e PERKINS (1989), SEGURA *et al.* (2013), SHEPARD e CHABOO (2015), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020); Venezuela - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020).

*Stenhelmoides submaculatus* Hinton, 1937*Stenelmoides submaculatus* Hinton, 1937c: 109

Distribuição: Brasil (ES) - HINTON (1937c), SPANGLER e PERKINS (1989), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020), PASSOS *et al.* (2023), Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020).

*Stenhelmoides variabilis* Spangler e Perkins, 1989

Spangler e Perkins, 1989: 45

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (MT, RR, TO\*) - FERNANDES *et al.* (2020), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023); Guiana - FERNANDES *et al.* (2020); Venezuela - SPANGLER e PERKINS (1989), PASSOS *et al.* (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016), FERNANDES *et al.* (2020).

<sup>1</sup>Registro estadual errado no CTFB “RO” e ausente “RR”.

*Tolmerelmis* Hinton, 1972

Hinton, 1972a: 39

Distribuição: Brasil (SC), Paraguai.

*Tolmerelmis pubipes* (Hinton, 1936)*Heterelmis pubipes* Hinton, 1936a: 285

Distribuição: Argentina - FERNANDEZ *et al.* (2008), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (SC) - HINTON (1936c, 1972a), SEGURA *et al.* (2012, 2013), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016).

*Tyletelmis*, Hinton, 1972

Hinton, 1972a: 37

Brasil (AP\*, AM, MT\*, RO, RR\*, TO\*), Guiana Francesa.

*Tyletelmis mila* Hinton, 1972

Hinton, 1972a: 37

Distribuição: Brasil (AM, PA, RO) - HINTON (1972a), PASSOS *et al.* (2010); FERNANDES *et al.* (submetido): ANEXO 2.4 ; Guiana Francesa - CLAVIER *et al.* (2021), FERNANDES *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

<sup>1</sup>Registros estaduais ausentes no CTFB “PA, RO”.

*Tyletelmis assai* Fernandes, Polizei e Hamada (submetido)\*<sup>e</sup>

Fernandes *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

Distribuição: Brasil (AM\*) - FERNANDES *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

*Tyletelmis buriti* Fernandes, Polizei e Hamada (submetido)\*<sup>e</sup>

Fernandes *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

Distribuição: Brasil (MT\*, TO\*) - FERNANDES *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

*Tyletelmis pupunha* Fernandes, Polizei e Hamada (submetido)\*<sup>e</sup>

Fernandes *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

Distribuição: Brasil (AM\*, PA\*) - FERNANDES *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

*Tyletelmis tucuman* Fernandes, Polizei e Hamada (submetido)\*<sup>e</sup>

Fernandes *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

Distribuição: Brasil (AP\*, RR\*) - FERNANDES *et al.* (submetido): ANEXO 2.4.

*Xenelmis* Hinton, 1936

Hinton, 1936c: 427

Distribuição: Argentina, Brasil (AM, GO, PA, RO, RJ, RR, SC, TO\*), Colômbia, Guiana Francesa, Paraguai.

*Xenelmis audax* Hinton, 1946

Hinton, 1946b: 239

Distribuição: Argentina - HINTON (1946b), BROWN (1970), MANZO (2006), SEGURA *et al.* (2013), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (AM, GO, PA, RO, RJ, RR, SC, TO\*) - HINTON (1946b), BROWN (1970), MANZO (2006), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Xenelmis comis* Hinton, 1946

Hinton, 1946b: 240

Distribuição: Argentina - HINTON (1946b), BROWN (1970), MANZO (2006), FERNANDEZ *et al.* (2008), SEGURA *et al.* (2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016) Brasil (SC, RR\*) - HINTON (1946b), BROWN (1970), MANZO (2006), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), ALMEIDA (2023), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Xenelmis granata* (Grouvelle, 1889)<sup>e</sup>

*Helmis granata* Grouvelle, 1889: 405

Distribuição: Brasil (AM, RJ, SC) - GROUVELLE (1889), HINTON (1946b), BROWN (1970), PASSOS *et al.* (2009, 2010), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023).

*Xenelmis granatoides* Sampaio, Passos e Ferreira, 2015

Sampaio, Passos e Ferreira, 2015: 117

Distribuição: Brasil (RJ) - SAMPAIO *et al.* (2015), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020).

*Xenelmis laura* Brown, 1970<sup>e</sup>

Brown, 1970: 62

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (PA) - BROWN (1970), MANZO (2006), PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Registros estaduais errados no CTFB “ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP”.

*Xenelmis micros* (Grouvelle, 1889)

*Helmis micros* Grouvelle, 1889: 406

Distribuição<sup>1</sup>: Brasil (RJ, RR, SC, TO\*) - GROUVELLE (1889), HINTON (1946b), BROWN (1970), PASSOS *et al.* (2009), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), GUEDES (2022\*), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e BARR (2016), JÄCH *et al.* (2016).

<sup>1</sup>Registro estadual ausente no CTFB “RR”.

*Xenelmis sinecarina* Sampaio, Passos e Ferreira, 2015<sup>e</sup>

Sampaio, Passos e Ferreira, 2015: 116

Distribuição: Brasil (RJ) - SAMPAIO *et al.* (2015), PASSOS *et al.* (2023).

*Xenelmis tarsalis* Hinton, 1940

Hinton, 1940: 297

Distribuição<sup>1</sup>: Argentina - FERNANDEZ *et al.* (2008), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (RO, RR, TO\*) - HINTON (1946b), BROWN (1970), PERKINS e STEINER JR (1981), MANZO (2006), PASSOS *et al.* (2010, 2023), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), GAMA NETO e PASSOS (2016), GUEDES (2022); Guiana Francesa - CLAVIER *et al.* (2021).

<sup>1</sup>Registro estadual ausente no CTFB “RR”

*Xenelmis teres* Hinton, 1946<sup>e</sup>

Hinton, 1946: 238

Distribuição: Brasil (RO) - HINTON (1946b), BROWN (1970), MANZO (2006), SEGURA *et al.* (2012, 2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Colômbia - GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020).

*Xenelmis tuchaua* Fernandes, Almeida e Boldrini, 2023 (no prelo)\*<sup>e</sup>

Fernandes *et al.* (2023 no prelo): ANEXO 2.2.1

Distribuição: Brasil (RR\*) - FERNANDES *et al.* (2023 no prelo): ANEXO 2.2.1.

*Xenelmis uruzuensis* Manzo, 2006

Manzo, 2006: 55

Distribuição: Argentina - MANZO (2006), FERNANDEZ *et al.* (2008), MANZO e ARCHANGELSKY (2012), SEGURA *et al.* (2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016); Brasil (GO) - BARBOSA *et al.* (2013a), JÄCH *et al.* (2016), PASSOS *et al.* (2023); Paraguai - SHEPARD e JULIO (2010), SEGURA *et al.* (2013), SAMPAIO *et al.* (2015), JÄCH *et al.* (2016).

#### 4.3.2. CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA DE ELMIDAE EM DIFERENTES DO BRASIL E SUA SIMILARIDADE ENTRE ECOSISTEMAS BRASILEIROS

Ao final da listagem atualizada, a fauna de Elmidae do Brasil passa a contar com 28 gêneros e 207 espécies conhecidas, distribuídos em 18 estados da federação (Tabela I; Figura II), nas cinco regiões (Centro-Oeste, Norte, Nordeste, Sudeste e Sul) e em quatro biomas (Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica e Pantanal) (Tabela I; Figura III). Esses novos dados representam o incremento de dois gêneros (*Elachistelmis* e *Epodelmis*) e nove espécies para o Brasil. Além disso, foram listados os primeiros registros estaduais para 15 gêneros: *Austrolimnius* (RR, TO), *Cylloepus* (RR, TO), *Elachistelmis* (RR), *Epodelmis* (MT, RR), *Gyrelmis* (TO), *Heterelmis* (TO), *Hexacylloepus* (RR, TO), *Hintonelmis* (RR), *Macrelmis* (TO), *Microcylloepus* (RR, TO), *Neoelmis* (RR, TO), *Phanocerus* (RR, TO), *Pilielmis* (RR), *Tyletelmis* (AP, PA, RO, RR, TO), *Xenelmis* (TO) (Tabela I).

Tabela I. Tabela mostrando o número de gêneros e espécies conhecidos para os estados e biomas do Brasil. Números com “\*” representam atualizações baseadas nos dados ainda não publicados contidos em ALMEIDA (2022), GUEDES (2021), ALMEIDA *et al.* (em preparação), FERNANDES *et al.* (2023 no prelo) e FERNANDES *et al.* (submetido).

	N					CO				NE	SE				S			
	AM	AP	PA	RO	RR	TO	GO	DF	MT	MS	BA	ES	MG	RJ	SP	PR	RS	SC
<i>Austrolimnius</i>	1		1	1	1*	2*	4	4	1					5	6		2	5
<i>Cylloepus</i>	1		1	1	1*	2*							2	6	2			11
<i>Elachistelmis</i>					1*													
<i>Elmis</i>														1				1
<i>Epodelmis</i>					1*				1*									
<i>Gyrelmis</i>	7		5	5	1	5*	2											1
<i>Heterelmis</i>						2*							1	2	3			3
<i>Hexacylloepus</i>	1				2*	2*	1	1		1	1		2		6		1	11
<i>Hexanchorus</i>												1		2				1
<i>Hintonelmis</i>	7		3	3	2*													1
<i>Macrelmis</i>	2			1	2	2*	4						1	8	2			12
<i>Microcylloepus</i>	2				1*	1*	1				1				2			10
<i>Neblinagena</i>					1													
<i>Neoelmis</i>	3		1	4	6*	2*	1									4	4	10
<i>Neolimnius</i>	1				1													
<i>Oolimnius</i>							1											1
<i>Pagelmis</i>	1				2													
<i>Phanocerooides</i>	1																	
<i>Phanocerus</i>	1				1*	1*	1							1				1
<i>Pilielmis</i>	3		2	1	1*													
<i>Portelmis</i>	4		2		1	2			1				1					
<i>Potamophilops</i>					1	1	1		1			1	1		1			
<i>Spanglerelmis</i>															2			1
<i>Stegoelmis</i>	3		1	1	2+1*													
<i>Stenelmoides</i>	5	2	4	1	1+2*	1+1*	1		3		1		1					
<i>Tolmerelmis</i>																		1
<i>Tyletelmis</i>	1+2*	1*	2*	1*	1*	1*			1*									
<i>Xenelmis</i>	1		1	2	1+1*	2*	1							4				4
<b>Total gen.</b>	<b>18</b>	<b>2</b>	<b>11</b>	<b>11</b>	<b>21</b>	<b>14</b>	<b>11</b>	<b>2</b>	<b>6</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>2</b>	<b>8</b>	<b>9</b>	<b>9</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>16</b>
<b>Total spp.</b>	<b>47</b>	<b>3</b>	<b>23</b>	<b>21</b>	<b>34</b>	<b>27</b>	<b>18</b>	<b>5</b>	<b>8</b>	<b>1</b>	<b>4</b>	<b>2</b>	<b>9</b>	<b>29</b>	<b>24</b>	<b>4</b>	<b>7</b>	<b>74</b>

Amazônia Cerrado Caatinga Mata Atlântica Pantanal

Das 207 espécies contabilizadas para o Brasil, 117 delas são conhecidas apenas para o país. Já para os gêneros, apenas dois (*Oolimnius* e *Spanglerelmis*) dos 28 não possuem registros para outros países. Para alguns dos gêneros mais especiosos do Brasil, a maior parte das espécies registradas são endêmicas (e.g. *Hexacylloepus*, *Macrelmis*, *Neoelmis*). E no caso do gênero *Cylloepus*, todas as 20 espécies conhecidas para o Brasil só ocorrem no país.

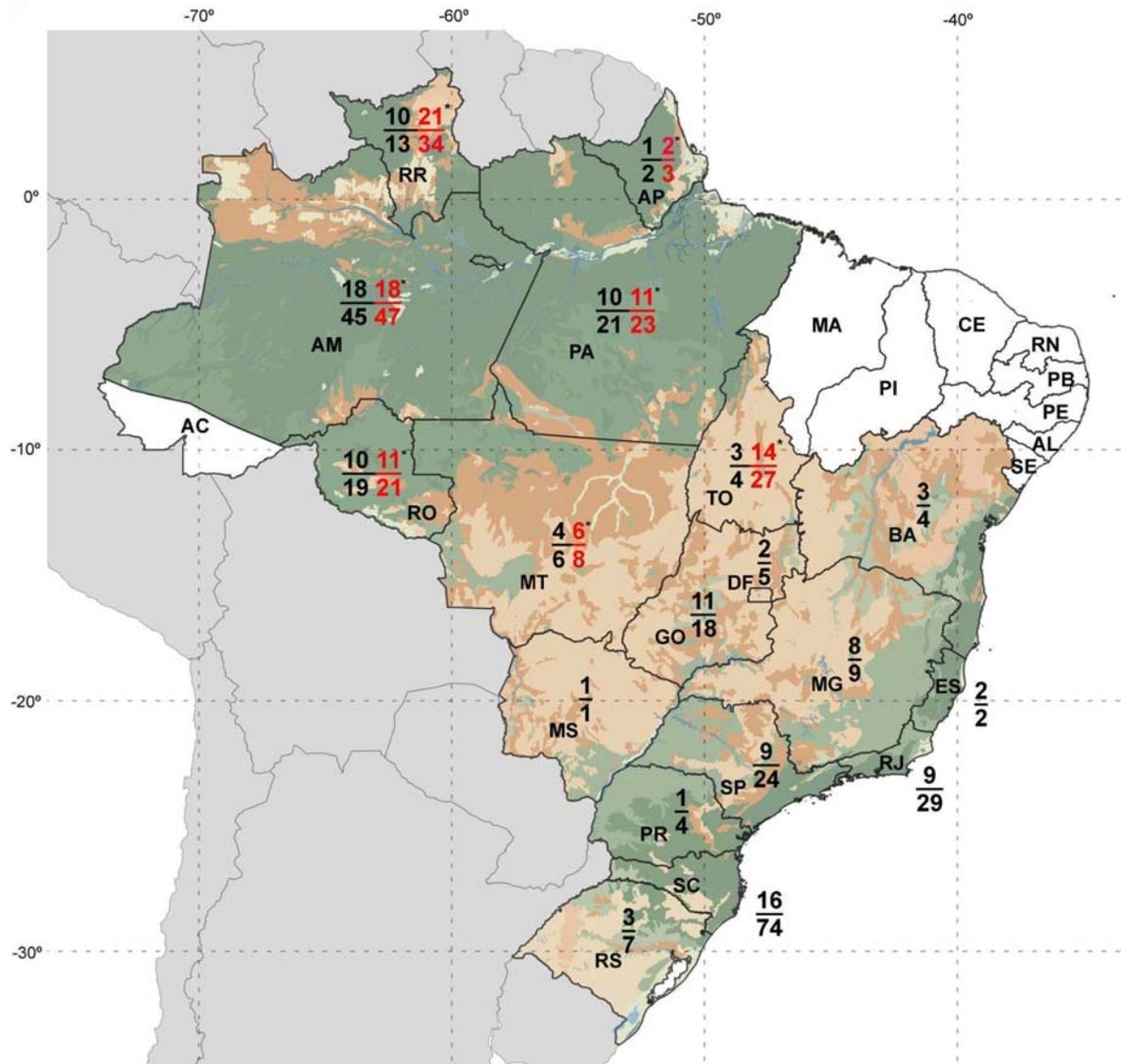


Figura II. Mapa com projeção da cobertura vegetal do Brasil (IBGE 2023) mostrando o número de gêneros (acima da barra) e espécies (abaixo da barra) conhecidos para os estados do Brasil. Números em vermelho representam atualizações baseadas nos dados ainda não publicados contidos em ALMEIDA (2023), GUEDES (2022), ALMEIDA *et al.* (em preparação), FERNANDES *et al.* (2023 no prelo) e FERNANDES *et al.* (submetido). Os estados sem nenhuma espécie registrada aparecem em branco.

Com relação à distribuição dos gêneros de Elmidae nas diferentes regiões do Brasil (Centro-Oeste, Norte, Nordeste, Sudeste, Sul), 12 gêneros (*Elmis*, *Elachistelmis*, *Hexanchorus*, *Neblinagena*, *Neolimnius*, *Oolimnius*, *Pagelmis*, *Phanoceroides*, *Pilielmis*, *Spanglerelmis*, *Stegoelmis* e *Tolmerelmis*) apresentam sua distribuição restrita a apenas uma

dessas regiões, dois gêneros (*Portelmis* e *Tyletelmis*) apresentam distribuição em duas regiões fronteiriças, dois gêneros (*Epodelmis* e *Hintonelmis*) apresentam distribuição em duas regiões disjuntas e 12 gêneros (*Austrolimnius*, *Cylloepus*, *Gyrelmis*, *Heterelmis*, *Hexacylloepus*, *Macrelmis*, *Microcylloepus*, *Neoelmis*, *Phanocerus*, *Potamophilops*, *Stenhelmoides*, *Xenelmis*) apresentam distribuição ampla, ocorrendo em ao menos três regiões diferentes do Brasil (Tabela I; Figura II).

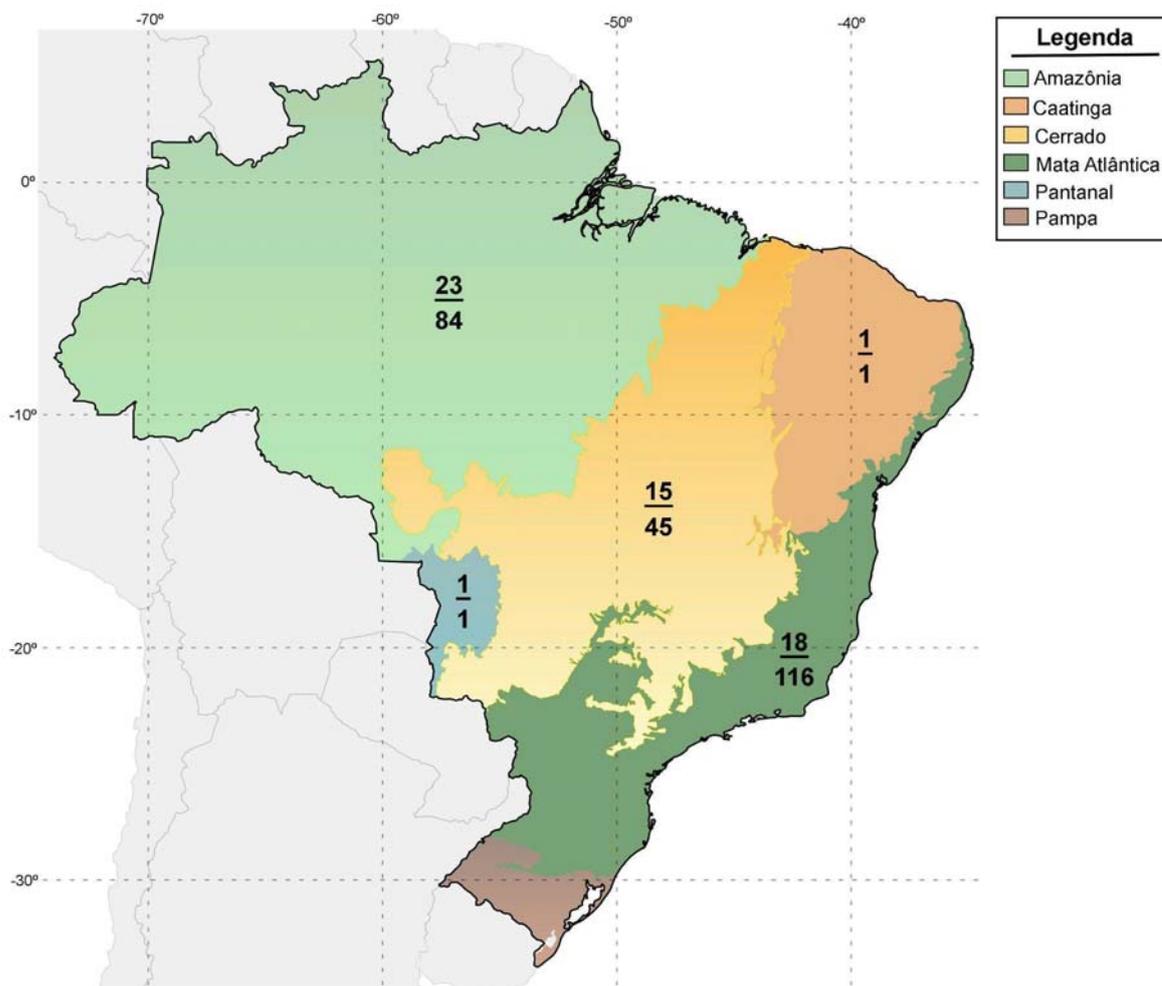


Figura III. Mapa mostrando o número de gêneros (acima da barra) e espécies (abaixo da barra) conhecidos para cada bioma do Brasil (IBGE 2022). Os registros ainda não publicados contidos na lista de espécies, na Tabela X e na Figura X já aparecem contabilizados.

Dentre os biomas brasileiros, a Amazônia corresponde à maior riqueza de gêneros, com 23 gêneros e 84 espécies. A Mata Atlântica, por sua vez, corresponde à maior riqueza de espécies, com 116 espécies distribuídas em 18 gêneros. O Cerrado é o terceiro bioma mais diversos até o momento, com 15 gêneros e 45 espécies conhecidas. Já o Pantanal e a Caatinga contam com apenas um registro de gênero e espécie até o momento e, juntamente com o Pampa (nenhum registro), configuram os biomas com fauna de Elmidae completamente desconhecida do Brasil (Tabela I; Figura III).

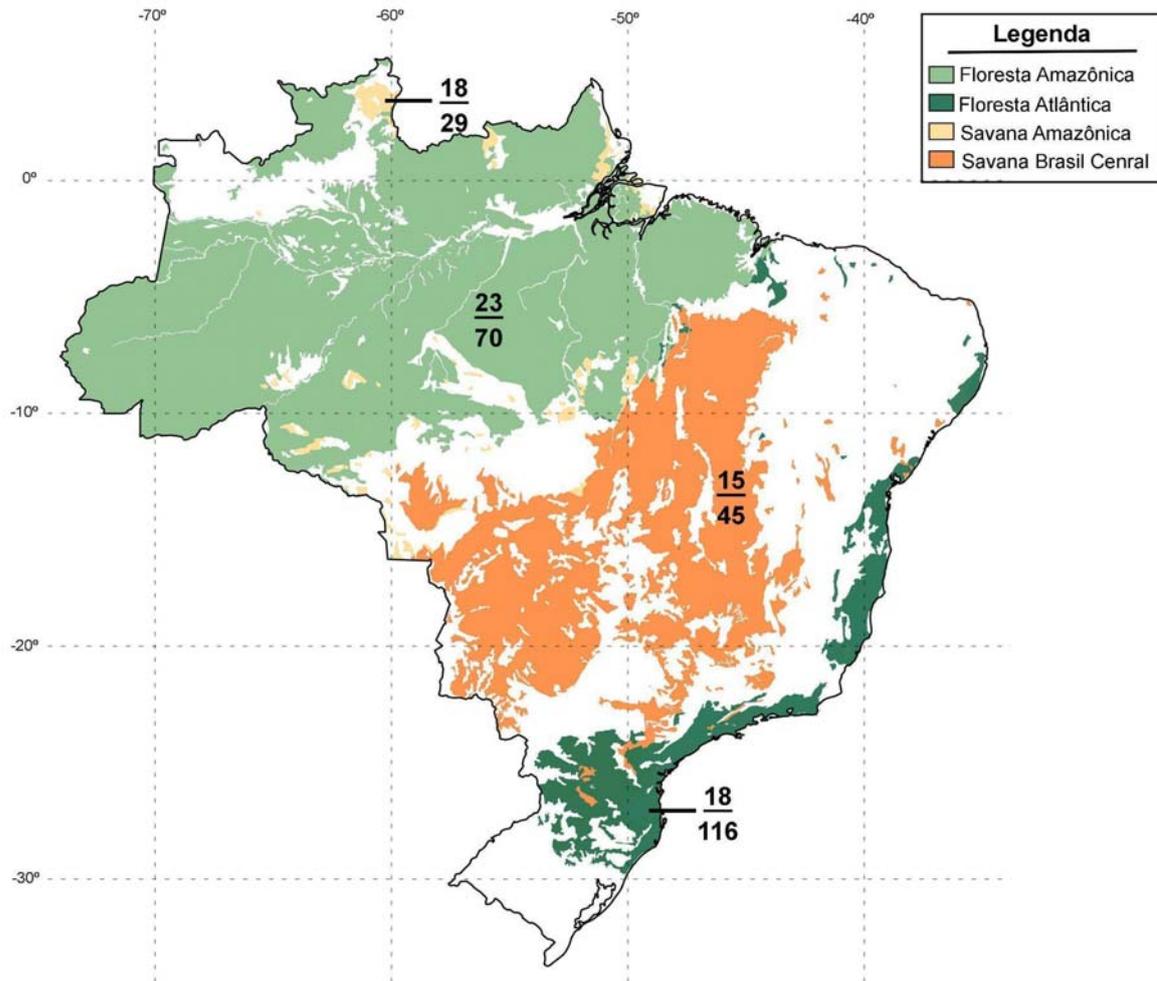


Figura IV. Mapa com a projeção das áreas de florestas (Atlântica e Amazônica) e savanas (Amazônica e do Brasil-Central) do Brasil (IBGE 2023). Número de gêneros (acima da barra) e espécies (abaixo da barra) conhecidos para cada ecossistema.

O mapa da Figura IV ilustra a riqueza de gêneros e espécies da fauna de Elmiidae em quatro diferentes ecossistemas brasileiros. Os ecossistemas foram categorizados como Floresta Amazônica (FAM), as Floresta Atlântica (FAT), as Savana do Brasil-Central (SBC) e Savana Amazônica (SAM). Esses ecossistemas representam as grandes áreas contínuas de florestas e savanas do Brasil e foram delimitados através do Mapa de Vegetação do Brasil (IBGE, 2023).

O Diagrama de Venn (Figura V) foi confeccionado com o intuito de visualizar de maneira prática as conexões da fauna entre os quatro ecossistemas comparados (FAM, FAT, SAM e SBC). Nele é possível perceber que apenas 8 (*Cylloepus*, *Gyrelmis*, *Hexacylloepus*, *Macrelmis*, *Microcylloepus*, *Neoelmis*, *Stenhelmoides*, *Xenelmis*) dos 26 gêneros são comuns entre os ecossistemas. O gênero *Phanoceroides* é exclusivo para a Floresta Amazônica, os gêneros *Elachistelmis* e *Neblinagena* para a Savana Amazônica, os gêneros *Hexanchorus*, *Spanglerelmis* e *Tolmerelmis* para a Floresta Atlântica e a Savana do Brasil Central não apresenta nenhum gênero exclusivo registrado (Figura V).

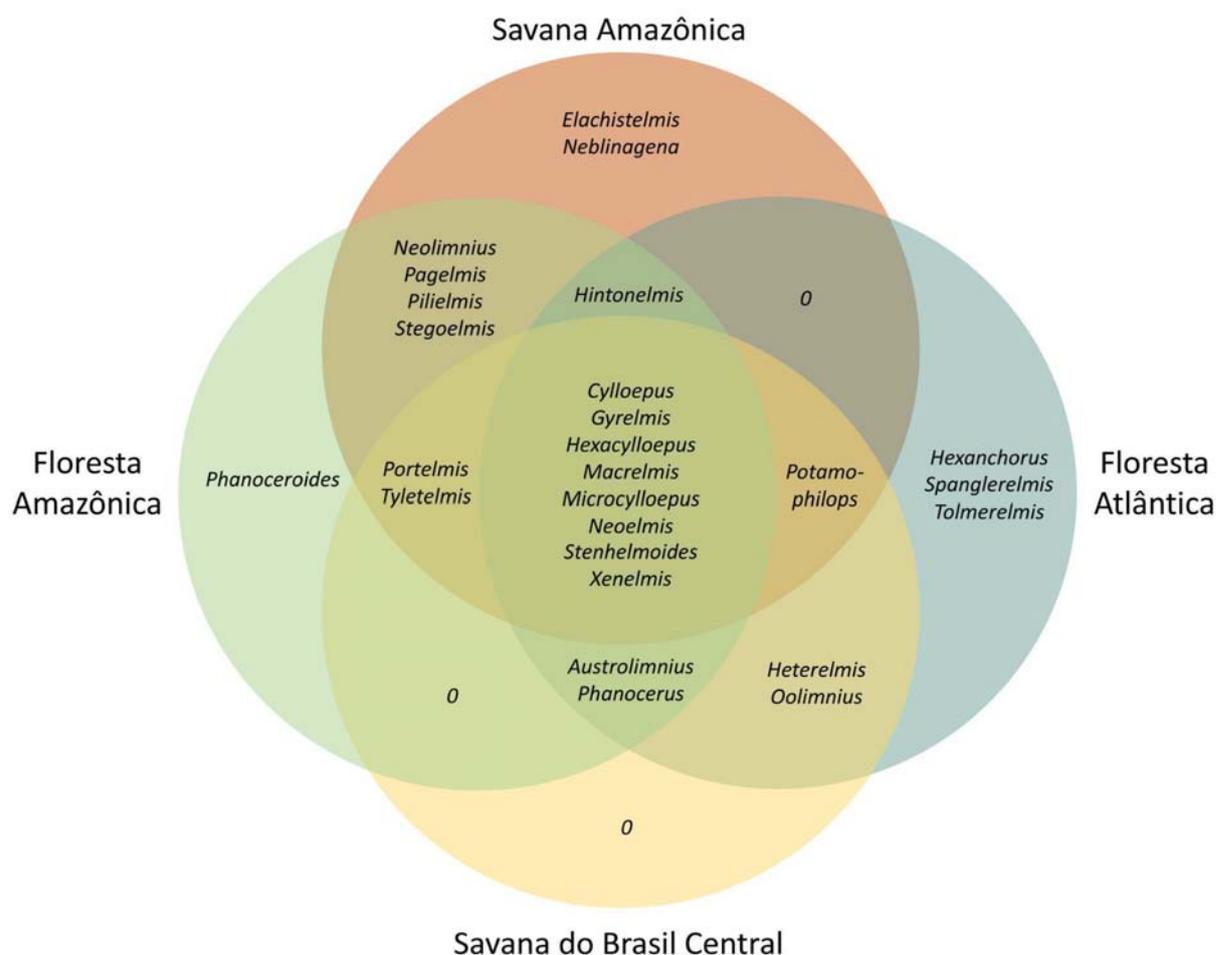


Figura V. Diagrama de Venn para o compartilhamento de gêneros de Elmidae registrados entre Floresta Amazônica, Floresta Atlântica, Savana Amazônica e Sava do Brasil Central.

O diagrama também mostra que, os pares de ecossistemas com conectividade geográfica (Figura IV) são aqueles que apresentam compartilhamento exclusivo de gêneros. Os ecossistemas FAM e SAM compartilham os gêneros *Neolimnius*, *Pagelmis*, *Pilielmis* e *Stegoelmis* gêneros. Enquanto FAT e SBC compartilham *Heterelmis* e *Oolimnius*. As demais combinações de ecossistemas não possuem nenhum gênero exclusivamente compartilhado (Figura V.). As relações de fauna ilustradas pelo diagrama estão também representadas na forma de índice de similaridade (Tabela II) e de dendrogramas de agrupamento (Figura VI), tanto para os gêneros, quanto para as espécies desses quatro ecossistemas.

A partir das matrizes de presença e ausência dos gêneros e das espécies de Elmidae nos quatro ecossistemas, foi calculado o índice de similaridade de Jaccard (Tabela II). As matrizes de similaridade foram utilizadas para as análises de agrupamento (UPGMA) para a composição de espécies (Figura VI-A) e gêneros (Figura VI-B) entre esses ecossistemas. Em ambos os dendrogramas, verificou-se a configuração ((FAM + SAM) + (FAT + SBC)), tanto para os gêneros, quanto para as espécies.

Baseado na similaridade da composição de espécies entre os ecossistemas, verificamos que a SBC possui uma fauna muito pouco similar à da SAm (0,07792), e sua fauna se assemelha mais à fauna da FAm (0,171171) e à da FAt (0,13380). Já a composição de espécies da SAm é mais similar à da FAm (0,21590), e mais dissimilar da FAt (0,03401) (Tabela II, Figura VI). A similaridade das espécies entre a FAm e a FAt foi a mais baixa (0,02777) (Tabela II), evidenciando a relação entre a similaridade da fauna e a distância geográfica entre os ecossistemas refletida no diagrama de Venn (Figura V).

Já para a similaridade da composição de gêneros entre os ecossistemas, as relações foram parecidas. As SBC novamente apresentaram uma fauna mais similar à das FAt (0,65) do que das SAm (0,59). Enquanto as FAm e SAm apresentaram composição de gêneros bastante similar (0,78268) (Tabela II).

Tabela II. Valores dos índices de Similaridade de Jaccard para as espécies de Elmidae entre quatro diferentes ecossistemas Brasileiros. Floresta Amazônica (FAm), Floresta Atlântica (FAt), Savana Amazônica (SA), Savana do Brasil-Central (SBC).

	Espécies				Gêneros			
	SBC	SA	FAt	FAm	SBC	SA	FAt	FAm
SBC	1	0,07792	0,13380	0,17171	1	0,59090	0,65	0,5
SA	0,07792	1	0,03401	0,21590	0,59090	1	0,46153	0,78260
FAt	0,13380	0,03401	1	0,02777	0,65	0,46153	1	0,44444
FAm	0,17171	0,21590	0,02777	1	0,5	0,78268	0,44444	1

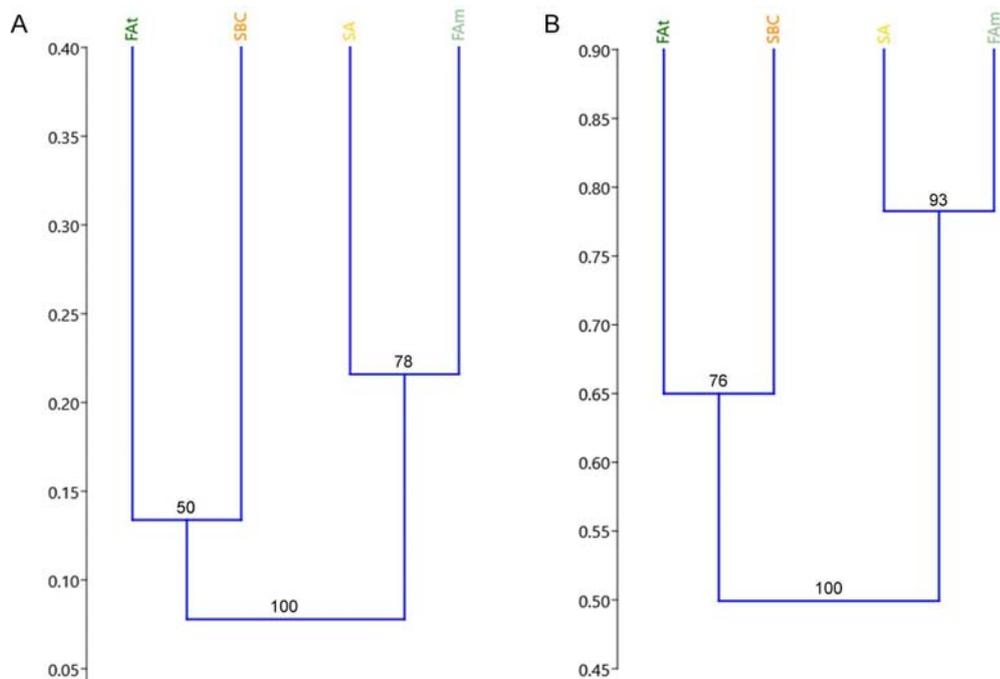


Figura VI. Dendrograma de agrupamento por UPGMA baseado nos valores do índice de Similaridade de Jaccard para as espécies (A) e gêneros (B) de Elmidae entre quatro ecossistemas Brasileiros: Floresta Amazônica (FAm), Floresta Atlântica (FAt), Savana Amazônica (SA), Savana do Brasil-Central (SBC). Valores de bootstrap (10.000 reamostragens) estão plotados na base dos agrupamentos.

### 4.3.3 CHAVE TAXONÔMICA PARA OS ADULTOS DOS GÊNEROS DE ELMIDAE DO BRASIL

A chave a seguir foi confeccionada baseada no estudo de caracteres morfológicos para todos gêneros com registro para o Brasil, além de gêneros ainda sem registro formalizado para o país e encontrados por ALMEIDA (2023), ALMEIDA *et al.* (em preparação) e FERNANDES *et al.* (submetido). Os gêneros *Amazonopsis* BARR, 2018 e *Hypsilara* MAIER, 2011 não foram incluídos na lista de espécies para o Brasil, porém, espécies indeterminadas de ambos os gêneros foram encontradas em material examinado durante a confecção da tese e, portanto, eles foram incluídos na chave. O gênero *Amazonopsis* foi encontrado para o estado de Roraima por ALMEIDA (2023) e em material depositado no MZUSP provindo do estado do Amazonas. Já o gênero *Hypsilara* foi encontrado em material depositado no MZUSP provindo do estado do Amazonas. O gênero *Elmis* possui ocorrência duvidosa para o Brasil e está categorizado como *incertae sedis* no checklist mundial de Elmidae (J , portanto, foi omitido da chave. Logo, a chave trata de 25 dos 26 gêneros previamente registrados para o Brasil e adiciona mais quatro, totalizando 29 gêneros.

A nomenclatura, organização e caracteres utilizados nesta chave seguem principalmente as proposições de HINTON (1940), BROWN (1972), PASSOS (2007), MANZO (2005), BARBOSA *et al.* (2013a), FERREIRA *et al.* (2014) e PASSOS *et al.* (2018).

- 1 Antena clavada, subclavada ou com ao menos seis antenômeros distais tão largos ou mais largos que longos (Figs. VII 1 – 6 e VIII 1 – 6); corpo geralmente coberto com pubescência densa e ereta; com franjas de cerdas de limpeza nas tíbias (tomento) geralmente ausentes. ... 2
- 1' Antena filiforme, eventualmente com antenômeros ligeiramente alargados, mas não como descrito acima (Figs. VII 7 – 29 e VIII 7 – 29); corpo geralmente glabro, coberto por camada densa de micro-cerdas inclinadas (plastrão) e por cerdas eretas esparsas; tíbias geralmente com franjas de cerdas de limpeza (tomento). .....7
- 2 (1) Comprimento total do corpo variando entre 2,0 mm e 4,5 mm. .... 3
- 2' Comprimento total do corpo variando entre 5,0 mm e 7,5 mm. .... 6
- 3 (2) Pronoto com impressão ou depressão transversal no 1/3 apical (Figs. VII 2 – 4 e VIII 2 – 4). ..... 4
- 3' Pronoto sem impressão ou depressão transversal no 1/3 apical. (Figs. VII 1 e VIII 1).  
..... *Phanocerus* Sharp
- 4 (3) Antena com seis antenômeros distais formando clava distinta; Pronoto com depressão transversal em forma de V no 1/3 apical (Figs. VII 3 – 4 e VIII 3 – 4), carena sublateral evidente no 1/2 basal. .... 5

- 4' Antena com seis antenômeros distais ligeiramente alargados, sem formar clava; Pronoto com impressão transversal completa no 1/3 apical formando espécie de constrição, carena sublateral ausente ou indistinta. (Figs. VII 2 e VIII 2). ..... *Hexanchorus* Sharp
- 5(4) Corpo dorsalmente recoberto por plastrão e setas eretas esparsas, ventre densamente recoberto por setas curtas e eretas (Figura IX 1); protíbia com tomento. (Figs. VII 3 e VIII 3). ..... *Phanoceroides* Hinton
- 25' Corpo densa e uniformemente recoberto por setas curtas e eretas (Figura IX 3); protíbia sem tomento. (Figs. VII 4 e VIII 4). ..... *Hypsilara* Maier
- 6 (2') Pronoto com impressão transversal completa no 1/3 apical, sem impressão ou carena sublateral sinuosa; ápice do processo prosternal abruptamente acuminado. (Figs. VII 5 e VIII 5). ..... *Potamophilops* Grouvelle
- 6' Pronoto com impressão longitudinal discal estreita e profunda no disco, com impressão ou carena sublateral sinuosa; ápice do processo prosternal gradualmente acuminado. (Figs. VII 6 e VIII 6). ..... *Neblinagena* Spangler
- 7(1) Pronoto ligeiramente mais estreito que os élitros, geralmente com margens lateais subparalelas ou com leve constrição; fêmures sem região mediana globosa. .... 8
- 7' Pronoto bem mais estreito que os élitros, com forte constrição nos 2/5 apicais; fêmures globosos na região mediana. (Figs. VII 7 e VIII 7). ..... *Neolimnius* Hinton
- 8(7) Pronoto e élitro sem carenas (Figs. VII 8 – 11 e VIII 8 – 11). .... 9
- 8' Pronoto ou élitro com ao menos um par de carenas (Figs. VII 12 – 29 e VIII 12 – 29). .... 12
- 9(8) Comprimento total entre 1,5 mm e 4.5 mm; pronoto e élitro completamente cobertos por plastrão, exceto faixa longitudinal no disco pronotal e nas margens da sutura elitral (Figs. VII 8 – 9 e VIII 8 – 9); região ventral distintamente granulosa, com puncturas indistintas (Figura IX 3). .... 10
- 9' Comprimento total entre 4,2 mm e 6.0 mm; Pronoto e élitro com área variável coberta por plastrão (Figs. VII 10 – 11 e VIII 10 – 11); região ventral coberta por puncturas grosseiras e com grânulos indistintos (Figura IX 4). .... 11
- 10(9) Comprimento total entre de 1,5mm e 2.0 mm; processo prosternal distintamente mais estreito que a cavidade procoxal; metatrocanter com tubérculo apicoventral pontiagudo; tíbias sem franjas de tomento. (Figs. VII 8 e VIII 8). ..... *Pagelmis* Spangler
- 10' Comprimento total entre 2,0 mm e 4,5 mm; processo prosternal tão largo quanto a cavidade procoxal; metatrocanter sem tubérculo; tíbias com franjas de tomento. (Figs. VII 9 e VIII 9). ..... *Stenhelmoides* Grouvelle

- 11(9') Pronoto e élitro com protuberâncias (gibosidades) e projeções na superfície; pronoto com impressão longitudinal larga e rasa no disco, sem perfurações nas fêmeas; garras tarsais sem modificações nos machos. (Figs. VII 10 e VIII 10). ..... *Stegoelmis* Hinton
- 11' Pronoto e élitro sem protuberâncias ou projeções; pronoto sem impressões, com uma perfuração de cada lado no meio do disco nas fêmeas; garras tarsais acatadas e retorcidas nos machos. (Figs. VII 11 e VIII 11). ..... *Amazonopsis* Barr
- 12(8') Élitro sem estria acessória ..... 13
- 12' Élitro com estria acessória na base entre as estrias 1 e 2 (Figura IX 5). (Figs. VII 12 e VIII 12). ..... *Macreelmis* Motschulsky
- 13(12) Epipleura sem fileira longitudinal de grânulos. .... 14
- 13' Epipleura com uma ou mais fileiras longitudinais de grânulos (Figura IX 6). (Figs. VII 13 e VIII 13). ..... *Austrolimnius* Carter e Zeck
- 14(13) Pronoto sem depressões ou impressões no disco (Figs. VII 14 – 19 e VIII 14 – 19).  
...15
- 14' Pronoto com depressões ou impressões no disco (Figs. VII 20 – 29 e VIII 20 – 29). .... 20
- 15(14) Élitro com ao menos duas carenas ou fileiras elevadas de grânulos. (Figs. VII 15 – 19 e VIII 15 – 19). .....  
16
- 15' Élitro com apenas uma carena ou fileira elevada de grânulos. (Figs. VII 10 e VIII 10).  
..... *Tyletelmis* Hinton
- 16(15) Corpo geralmente oblongo ou ovalado em vista dorsal/ventral; processo prosternal cerca de 1,5x mais largo que a cavidade procoxal. (Figs. VII 15 – 17 e VIII 15 – 17) ..... 17
- 16' Corpo geralmente alongado e/ou subparalelo; processo prosternal nunca distintamente mais largo que a cavidade procoxal (Figs. VII 18 – 19 e VIII 18 – 19). .....  
19
- 17(16) Élitro sem carena no quinto e no sétimo intervalo (Figs. VII 16 – 17 e VIII 16 – 17)  
.....  
.....18
- 17' Élitro com carena no quinto e no sétimo intervalo. (Figs. VII 15 e VIII 15).....  
.....*Gyrelmis* Hinton
- 18(17) Pronoto opaco, completamente coberto com tomento, geralmente sem carena sublateral, se presente, nunca completa. (Figs. VII 16 e VIII 16). ..... *Xenelmis* Hinton
- 18' Pronoto reluzente, sem cobertura de plastrão; com carena sublateral praticamente completa. (Figs. VII 17 e VIII 17). ..... *Oolimnius* Hinton

- 19 (16') Corpo escuro, amarronzado; comprimento total entre 2,3 mm e 2,6 mm; estruturas maxilares não alongadas; processo prosternal sem constrição. (Figs. VII 18 e VIII 18).....  
 ..... *Spanglerelmis* Polizei e Bispo
- 19' Corpo claro, amarelado, exceto pela cabeça escurecida; comprimento total entre 0,9 mm e 1,2 mm; estruturas maxilares distintamente alongadas; processo prosternal com constrição mediana (Figs. VII 19 e VIII 19) ..... *Elachistelmis* Maier
- 20(14') Garras tarsais com um dente basal (Figura IX 7). ..... 21
- 20' Garras tarsais sem dente basal (Figura IX 8) ..... 22
- 21(20) Pronoto com carena sublateral ultrapassando o 1/3 basal, com ângulos anterolaterais projetados em forma de dente, com margem lateral serrilhada; élitro com ao menos uma curta carena formada por fileiras de grânulos elevados no quarto e no sexto intervalos. (Figs. VII 20 e VIII 18). ..... *Pilielmis* Hinton
- 21' Pronoto com carena sublateral restrita ao 1/4 basal, com ângulos anterolaterais não projetados em forma de dente, com margem lateral lisa; élitro geralmente sem carenas, se presente, nunca no quarto intervalo. (Figs. VII 21 e VIII 21). ..... *Hintonelmis* Spangler
- 22 (20') Pronoto geralmente com um par de carenas sublaterais; élitro com ao menos um interalo carenado (Figs. VII 23 – 29) e VIII 23 – 29). ..... 23
- 22' Pronoto com carena sublateral, se presente, curta, nunca ultrapassando o 1/4 basal; élitro sem carenas. (Figs. VII 22 e VIII 22). ..... *Portelmis* Sanderson
- 23(22) Pronoto com depressão ou impressão transversal, quando presente, restrita ao disco, não alcançando a margem lateral do pronoto; élitro com ao menos duas carenas ou fileiras de grânulos elevados (Figs. VII 24 – 29 e VIII 24 – 29). ..... 24
- 23' Pronoto com depressão ou impressão transversal completa; élitro com apenas uma carena sublateral no sexto intervalo. (Figs. VII 23 e VIII 23). ..... *Neoelmis* Musgrave
- 24(23) Corpo geralmente compacto, ovalado, com élitro aproximadamente 1,5 x o comprimento do pronoto; pronoto com ao menos uma rasa impressão ou depressão transversal no disco, sem impressões oblíquas. .... 25
- 24' Corpo geralmente alongado, com élitro aproximadamente 2,0x o comprimento do pronoto; pronoto sem impressão ou depressão transversal no disco, se presente, acompanhada de par de impressões oblíquas no 1/3 basal do disco. .... 26
- 25(24) Pronoto com uma larga e profunda depressão longitudinal no disco; ângulo ânterolateral do pronoto projetado em forma de dente de ponta arredondada; margens laterais e apical do processo prosternal sinuosas; élitro com puncturas grosseiras no disco (Figs. VII 24 e VIII 24). ..... *Tolmerelmis* Hinton

- 25' Pronoto geralmente sem impressão ou depressão longitudinal, se presente, curta e pouco visível no centro do disco; ângulo ânterolateral do pronoto projetado em forma de dente pontiagudo; margens laterais e apical do processo prosternal quase retas; élitro com puncturas finas no disco. (Figs. VII 25 e VIII 25). ..... *Heterelmis* Sharp
- 26(24') Hipômero tomentoso, com ao menos uma faixa ampla de tomento na região anterior. .  
..... 27
- 26' Hipômero geralmente sem tomento, se presente, restrito a uma estreita faixa marginando a cavidade procoxal ou o pronoto. .... 28
- 27(26) Hipômero com faixa de tomento completa apenas na região anterior. (Figs. VII 26 e VIII 26). ..... *Hexacylloepus* Hinton
- 27' Hipômero amplamente coberto com tomento, exceto por mancha sem tomento na região anterior adjacente ao prosterno (Figs. VII 27 e VIII 27). ..... *Epodelmis* Hinton
- 28(26') Comprimento total geralmente menor que 2.5 mm; disco do pronoto com impressão ou depressão transversal nos 2/5 apical e par de impressões oblíquas no 1/3 basal; disco do metaventrito geralmente delimitado por par de carenas (Figura VIII 9); disco do ventrito I geralmente delimitado por par de carenas (Figura IX 9). (Figs. VII 28 e VIII 28).  
..... *Microcyllloepus* Hinton
- 28' Comprimento total geralmente a partir de 2,5 mm; disco do pronoto sem impressão ou depressão transversal, raramente com par de impressões oblíquas; disco do metaventrito geralmente sem carenas; ventrito I geralmente sem carenas. (Figs. VII 29 e VIII 29).  
..... *Cylloepus* Erichson



Figura VII. Gêneros de Elmidae do Brasil. 1) *Phanocerus*; 2) *Hexanchorus*; 3) *Phanoceroidea*; 4) *Hypsilara*; 5) *Potamophilops*; 6) *Neblinagena*; 7) *Neolimnius*; 8) *Pagelmis*; 9) *Stenhelmoides*; 10) *Stegoelmis*; 11) *Amazonopsis*; 12) *Macrelmis*; 13) *Austrolimnius*; 14) *Tyletelmis*; 15) *Gyrelmis*; 16) *Xenelmis*; 17) *Oolimnius*; 18) *Spanglerelmis*; 19) *Elachistelmis*; 20) *Pilielmis*; 21) *Hintonelmis*; 22) *Portelmis*; 23) *Neoelmis*; 24) *Tolmetelmis*; 25) *Heterelmis*; 26) *Hexacylloepus*; 27) *Epodelmis*; 28) *Microcyllloepus*; 29) *Cylloepus*. Todos os espécimes estão em proporção à barra de escala. Prancha em alta resolução para visualização em detalhe e disponível em: [https://drive.google.com/file/d/1gMXyPpH6-UKbsXcyQr7f\\_Hs8QOhVZOWz/view?usp=drive\\_link](https://drive.google.com/file/d/1gMXyPpH6-UKbsXcyQr7f_Hs8QOhVZOWz/view?usp=drive_link)



Figura VIII. Gêneros de Elmidae do Brasil. Pronoto e antena em destaque. 1) *Phanocerus*; 2) *Hexanchorus*; 3) *Phanoceroidea*; 4) *Hypsilara*; 5) *Potamophilops*; 6) *Neblinagena*; 7) *Neolimnius*; 8) *Pagelmis*; 9) *Stenhelmoides*; 10) *Stegoelmis*; 11) *Amazonopsis*; 12) *Macrelmis*; 13) *Austrolimnius*; 14) *Tyletelmis*; 15) *Gyrelmis*; 16) *Xenelmis*; 17) *Oolimnius*; 18) *Spanglerelmis*; 19) *Elachistelmis*; 20) *Pielimnis*; 21) *Hintonelmis*; 22) *Portelmis*; 23) *Neoelmis*; 24) *Tolmetelmis*; 25) *Heterelmis*; 26) *Hexacylloepus*; 27) *Epodelmis*; 28) *Microcyloepus*; 29) *Cylloepus*. Barras de escala = 0,5 mm.

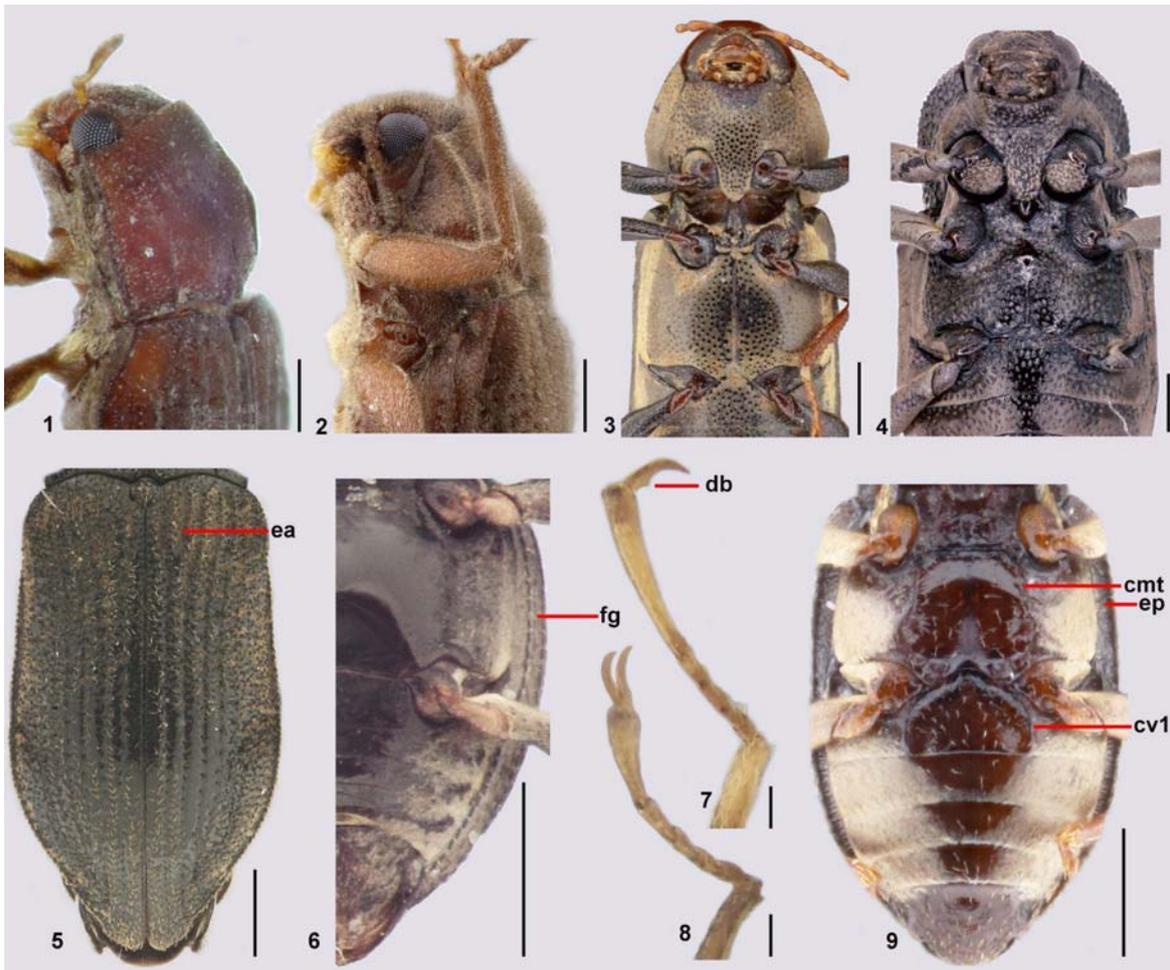


Figura IX. Estruturas referidas na chave taxonômica em detalhe. Vista lateral mostrando superfície ventral e dorsal: 1) *Phanocerooides*; 2) *Phanocerus*. Vista ventral mostrando escultura do tórax e abdome: 3) *Stenhelmoides*; 4) *Amazonopsis*. Vista dorsal do élitro mostrando estria acessória (ea): 5) *Macrelmis*. Vista ventral mostrando fileiras de grânulos (fg) na epipleura: *Austrolimnius*. Vista dorsolateral dos tarsos mostrando garras tarsais com e sem dente basal (db): 7) *Hintonelmis*; 8) *Xenelmis*. Vista ventral do tórax e abdome mostrando carena no disco do metaventríte (cmt), epipleura (ep) e carena no disco do ventríte I (cv1): 9) *Microcylloepus*. Barras de escala = 0,5 mm (1 – 6, 9) e 0,1 mm (7 – 8).

## 4.4 DISCUSSÃO

### 4.4.1 A FAUNA DE ELMIDAE DO BRASIL

A região Neotropical conta com 51 gêneros da família Elmidae descritos até o momento e que 45 deles ocorrem na América do Sul (JÄCH *et al.* 2016, POLIZEI e BISPO 2021, LINSKÝ *et al.* 2021). A fauna brasileira de Elmidae é representada por 29 gêneros com registros formalizados, o que representa mais da metade dos gêneros conhecidos para o Neotrópico. Ela também compartilha oito gêneros de ampla distribuição com o Neártico (*Cylloepus*, *Heterelmis*, *Hexacylloepus*, *Macrelmis*, *Microcylloepus*, *Neoelmis*, *Phanocerus* e *Xenelmis*) e o gênero *Austrolimnius* com a Australásia (JÄCH *et al.* 2016). Além disso, presume-se que ao menos alguns gêneros da fauna Afrotropical representem sinônimos de gêneros neotropicais, ou ao menos estejam intimamente relacionados ( JÄCH e BALK 2008, JÄCH *et al.* 2016).

Todos os nove gêneros de ampla distribuição geográfica supracitados também possuem ampla distribuição no território Brasileiro e, juntamente com *Gyrelmis*, *Potamophilops* e *Stenhelmoides*, configuram os gêneros de Elmidae de ampla distribuição conhecida no país (Tabela I). Estes gêneros são os mais comumente encontrados nos estudos de levantamento da fauna de insetos aquáticos no Brasil e podem ser considerados de ocorrência nacional. Contrariamente, os gêneros, *Elachistelmis*, *Hexanchorus*, *Neblinagena*, *Neolimnius*, *Oolimnius*, *Pagelmis*, *Phanoceroidea*, *Pilielmis*, *Spanglerelmis*, *Stegoelmis* e *Tolmerelmis* possuem distribuição conhecida extremamente restrita, indicando a possibilidade de se tratarem de táxons endêmicos a determinadas regiões e com requerimentos ambientais específicos. O conhecimento da distribuição de grupos taxonômicos permite uma tomada de decisão mais informada na definição de áreas prioritárias para conservação (RODRIGUES *et al.* 2004). Ao identificar áreas que abrigam espécies raras, endêmicas ou ameaçadas, os esforços podem ser concentrados onde são mais necessários (MITTERMEIER *et al.* 2000).

Nossos resultados mostraram que os registros para a fauna de Elmidae se concentram principalmente em quatro das cinco regiões do Brasil (Centro-Oeste, Norte, Sudeste e Sul) e em três dos cinco biomas do Brasil (Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica) (Tabela I, Figuras I, II). Chama a atenção a quase completa falta de conhecimento sobre a família na região Nordeste do país, onde apenas o estado da Bahia conta com registros de espécies. Além disso, os biomas Caatinga e Pantanal contam apenas com uma espécie de Elmidae registrada até o momento, e o Pampa não conta com nenhuma.

Apesar dos avanços contínuos no aumento dos dados sobre a diversidade da família no Brasil (Figura I), nosso conhecimento sobre a família ainda é incipiente, uma vez que vastas

regiões do país, e até biomas inteiros, ainda carecem de estudos taxonômicos de qualquer natureza (Figura II, Tabela II). Os registros para as espécies de Elmidae no Brasil são basicamente restritos às poucas regiões onde foram realizados inventários do por especialistas, como nos estados do Amazonas (PASSOS *et al.* 2010), Goiás (BARBOSA *et al.*, 2013a e 2013b), Rio de Janeiro (PASSOS *et al.* 2009) e pelos registros pontuais trazidos pelas descrições originais das espécies. Trabalhos recentes com a família no Nordeste (bioma Caatinga) (TAKIYA *et al.* 2016) e no Rio Grande do Sul (biomas Mata Atlântica e Pampa) (BRAUN *et al.* 2018) apresentam listas de táxons inventariados, porém não trazem identificações ao nível específico e não fazem nenhum registro formal para as espécies listadas, e portanto, não são contabilizados nas listas de espécies como registros para Brasil.

#### 4.4.2. RELAÇÕES DE SIMILARIDADE ENTRE OS ECOSISTEMAS DO BRASIL

A comparação da fauna entre diferentes regiões é um tópico de grande relevância para a ecologia e a conservação da biodiversidade (MITTERMEIER *et al.* 2000). Uma abordagem amplamente utilizada para quantificar essa comparação é a utilização dos índices de similaridade. Estes índices fornecem uma maneira objetiva de medir o grau de semelhança ou dissimilaridade entre as comunidades de espécies em diferentes locais (BALAKRISHNAN *et al.* 2014).

Os valores do índice de similaridade foram maiores entre os dois ecossistemas que ocupam a região centro-sul do Brasil (SBC e FAT) e entre os dois ecossistemas que ocupam a porção norte (FAM e SAM), formando-se dois grupos de fauna distintos e fortemente suportados (bootstrap =100). Em especial, o grupo formado pelos dois ecossistemas amazônicos apresentou uma composição de gêneros (78%) e espécies (21%) com alta similaridade, reforçando a ideia de que, no Brasil, há uma fauna Amazônica de Elmidae característica.

Nossos resultados para a similaridade entre os quatro diferentes ecossistemas analisados (FAM, FAT, SAM e SBC) reforçam a ideia de que a composição da fauna de Elmidae no Brasil não tem forte relação com a fitofisionomia de uma região. Em coleópteros terrestres, é demonstrado que as fitofisionomias e a matriz da paisagem são fatores que determinam fortemente a ocorrência de gêneros e espécies (ALMEIDA E LOUZADA 2009). Por se tratarem de besouros verdadeiramente aquáticos (JÄCH e BALK 2008, SHORT, 2018), pelo tamanho diminuto, por possuírem vôo de dispersão relativamente fraco e por não serem livre natantes (BROWN 1987, BARR e BROWN 2016), é possível imaginar que as características vegetacionais terrestres, além daquelas relativas à vegetação ripária, não

influenciam diretamente a ocupação e a ocorrência dos diferentes táxons nos corpos aquáticos entre localidades e regiões.

Apesar da grande similaridade das faunas de Elmidae entre savanas e florestas na região amazônica, o Lavrado de Roraima se mostrou um ecossistema único, com altíssima riqueza taxonômica para a família Elmidae. O Lavrado compartilha gêneros com a fauna da Venezuelana (*Neblinagena*) e das Guianas (*Elachistelmis*) que até o momento são conhecidos para nenhuma outra região do Brasil. Pelo fato do Lavrado formar um contínuo de sistemas campestres e savânicos com a Gran Sabana (Venezuela) e os campos do Rupununi (Guiana) (CARVALHO *et al.* 2016), é esperado o aumento de registros compartilhados para gêneros e espécies de Elmidae entre essas regiões. Essa expectativa é reforçada por estudos como os SANTOS e SILVA (2007), que, para aves, constataram que muitas das espécies do Lavrado são compartilhadas com a fauna de savanas da Guiana, Guiana Francesa e Venezuela, mas não com outras regiões do Brasil. Também FALCÃO *et al.* (2011), reportou registros de gêneros e espécies de Baetidae (Ephemeroptera) compartilhados exclusivamente entre o Lavrado de Roraima e a Guiana Francesa.

Em um estudo de modelagem da distribuição de gêneros de Elmidae em uma bacia andina no Peru, SOTOMAYOR *et al.* (2023) concluem que a variação da altitude, clima e da geologia são os principais determinantes ambientais para a probabilidade de ocorrência de um táxon. Esses resultados são coerentes com as relações de similaridade que encontramos entre os ecossistemas analisados. Apesar de possuírem características fitofisionômicas, fauna e flora terrestres notoriamente distintas, as áreas de Floresta e de Savana da Amazônia compartilham um contínuo geográfico e, conseqüentemente, alta similaridade ambiental.

Outro importante aspecto a se levar em consideração para a distribuição de gêneros e espécies brasileiras ao longo do território brasileiro é a malha hidrográfica do país. GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.* (2020), e SOTOMAYOR *et al.* (2023) enfatizam a influência das bacias e sub-bacias na composição da fauna de Elmidae em uma região. Pelas mesmas razões ressaltadas acima para a limitada dispersão dos besouros da família Elmidae através do ambiente terrestre, é possível imaginar também que dispersões longitudinais, provavelmente através de drift involuntário (BRUSVEN 1970, BROWN, 1987) possam ter um papel importante na história formativa da distribuição atualmente conhecida da fauna no Brasil. A compartimentação da composição da fauna aquática em bacias hidrográficas é um padrão bem documentado para peixes (MUNIZ *et al.* 2020) e é esperado que o compartilhamento da malha hidrográfica também esteja intimamente relacionado à distribuição da fauna de Elmidae através do território brasileiro.

#### 4.4.3 CHAVE TAXONÔMICA PARA OS GÊNEROS DO BRASIL

A chave taxonômica proposta neste trabalho visa preencher uma lacuna informacional e logística no processamento da identificação, a nível de gênero, de material da família Elmidae coletado nas diversas regiões do Brasil. Trata-se da primeira chave taxonômica para os adultos dos gêneros de Elmidae, focada na fauna brasileira e com abrangência nacional. Ela foi concebida de maneira a buscar identificações rápidas e acuradas para os gêneros de Elmidae de ocorrência conhecida e provável para o país, por meio do uso, sempre que possível, de caracteres e características da morfologia externa de pronto reconhecimento por parte de estudantes e pesquisadores não-taxonomistas.

Além disso, a chave desconsidera a divisão de Elmidae em duas subfamílias: Elminae e Larinae. Uma vez que essa classificação vem sendo refutada seguidamente por estudos sistemáticos nas duas últimas décadas (ČIAMPOR e RIBERA 2006, ČIAMPOR e ČIAMPOROVÁ-ZAŤOVIČOVÁ 2008; HAYASHI *et al.* 2013, 2019, ČIAMPOR *et al.* 2016, KUNDRATA *et al.* 2016, KOBAYASHI *et al.* 2021).

Algumas chaves taxonômicas de grande utilidade e relevância foram propostas para diferentes regiões das Américas nas últimas nove décadas. A monografia publicada por HINTON (1940) é um marco para os estudos com Elmidae do Novo Mundo, nela o autor revisa toda a fauna de Elmidae do México e inclui estudos morfológicos detalhados, várias descrições de gêneros, espécies e imaturos, e a primeira chave taxonômica incluindo vários dos gêneros de Elmidae comumente encontrados no Neotrópico. Outro trabalho de extrema relevância para os estudos na região é o manual para identificação dos driopóideos aquáticos dos Estados Unidos, de BROWN (1972), onde o autor discorre sobre métodos e técnicas para o estudo dos espécimes, revisa a fauna norte-americana de Elmidae e apresenta uma chave taxonômica para os gêneros conhecidos para Estados Unidos.

A primeira chave focada nos gêneros sul-americanos de Elmidae foi publicada por MANZO (2005) e representa um importante avanço para os estudos com a família no continente. Recentemente, PASSOS *et al.* (2018) atualizaram a chave de MANZO (2005), estendendo sua abrangência para todo Neotrópico. Para o Brasil, apenas as chaves regionais estão disponíveis, sendo elas as de PASSOS *et al.* (2007) (estado do Rio de Janeiro), FERREIRA JR. *et al.* (2014) (Amazônia brasileira) e BARBOSA *et al.* (2013a) (estado de Goiás). A fim de se conseguir identificações seguras por não-especialistas, as chaves regionais devem ser utilizadas de maneira complementar e em conjunto com chaves de abrangência mais ampla, visando não se excluir nenhum gênero de ocorrência ainda desconhecida para a região. Em contrapartida, o uso de chaves de abrangência muito ampla

oferecem o risco de se identificar equivocadamente gêneros pertencentes às faunas de outras regiões, podendo resultar em registros de ocorrências aberrantes (SONDERMANN 2013).

## 4.5 CONCLUSÕES

A nossa lista de espécies trouxe correções e atualizações importantes na distribuição e riqueza da fauna de Elmidae do Brasil. Principalmente em função do incremento do conhecimento da família em áreas savânicas do estado de Roraima e no Tocantins. Roraima passa a ser o estado com o maior número de gêneros (21) e o terceiro maior em número de espécies (34) e Tocantins o quarto em número de gêneros (14) e o quinto em número de espécies (27) registradas para o Brasil. É esperado que esses números aumentem em breve com as descrições das prováveis novas espécies encontradas e listadas nos trabalhos de GUEDES (2022), ALMEIDA (2023), e no Capítulo 2 desta tese. Esses dados correspondem a um grande avanço nos estudos taxonômicos para estes estados, que contam com enorme déficit de conhecimento de sua entomofauna. Das cerca de 90 mil espécies de Insecta listadas no CTFB, menos de duas mil delas possuem registros para Roraima ou para o Tocantins (RAFAEL, 2023).

Ao início do projeto, partimos da expectativa de que as faunas de Elmidae savânicas (do Lavrado e do Cerrado) guardariam táxons exclusivamente compartilhados que poderiam ser indicadores desse tipo de ecossistema. No entanto, logo no início do trabalho de inventário, percebeu-se que se tratavam de faunas distintas e que a distância e a não conectividade entre os dois ecossistemas parecem desempenham um papel mais determinante do que a paisagem e a fitofisionomia semelhantes desses dois ecossistemas. Futuras análises envolvendo a delimitação de bacias e sub-bacias hidrográficas, áreas de endemismos e estrutura geológica do território brasileiro, podem trazer respostas mais claras sobre os padrões de distribuição da fauna de Elmidae no Brasil.

A despeito de corresponderem a ecossistemas de fisionomias similares, nosso estudo mostra que as Savanas Amazônicas e as Savanas do Brasil Central possuem composição de gêneros e de espécies de Elmidae completamente distintas. Esse mesmo cenário já foi evidenciado para outros grupos animais (VANZOLINI e CARVALHO, 1991; CARVALHO, 2009) e vegetais (COUTINHO, 1978) e refletem histórias geomorfológicas, climáticas e biogeográficas diferentes para esses dois ecossistemas (CARVALHO e CARVALHO, 2012). Nossas análises de similaridade (Tabela II; Figura VI) e o Diagrama de Venn (Figura V) mostraram que os ecossistemas com maior proximidade geográfica são aqueles com maior compartilhamento de fauna.

Este é o primeiro projeto que trata a fauna de Elmidae do Brasil a nível inter-regional. Quase a totalidade do nosso conhecimento sobre os elmídeos brasileiros provém de contribuições focadas em um único gênero (*e.g.* PASSOS e FELIX 2004a, 2004b, FERNANDES *et al.* 2010a, 2010b, SAMPAIO *et al.* 2015, POLIZEI e FERNANDES 2020)

ou uma só região (e.g. PASSOS et al., 2009, 2010; BARBOSA et al., 2013a; ALMEIDA et al., 2020). As listas de espécies de SEGURA *et al.* (2011, 2013) e JÄCH *et al.* (2016) estão datadas. Enquanto a lista do CTFB, apesar de ser muito prática e se encontrar atualizada até a data da redação deste capítulo, oferece pouco espaço para a disponibilização de discussões faunísticas importantes, já que não se trata de uma publicação em formato de texto.

No momento, é impossível se falar com segurança de endemismos para gêneros e espécies de Elmidae do Brasil. Apenas casos raros, como o dos gêneros *Tolmerelmis* (conhecido apenas de áreas de Floresta Atlântica do Paraguai e do estado de Santa Catarina no Brasil) e *Neblinagena* (conhecido apenas de áreas amazônicas de elevada altitude na Venezuela e no estado de Roraima no Brasil), talvez possam ser considerados de endemismos. Trabalhos de modelagem de nicho e distribuição potencial, como os de BRAUNN *et al.* (2018) e SOTOMAYOR *et al.* (2023), aplicados em uma escala nacional, podem ser de grande utilidade para indicar gêneros e espécies potencialmente endêmicas, além de áreas prioritárias para a conservação desses endemismos.

Conforme avançam estudos faunísticos, taxonômicos e sistemáticos com a família na região neotropical, mais clara é a percepção de que a maioria dos gêneros de Elmidae sul-americanos são amplamente distribuídos no continente. Com exceção de alguns gêneros com perfil de distribuição caribenha (e.g. *Disersus*, *Pseudodisersus*, *Pharceonus*), andina (e.g. *Austrelmis*, *Ictelmis*, *Notelmis*, *Onychelmis*) e patagônica e.g. (*Stethelmis*, *Luchoelmis*), é provável que o restante dos gêneros sul-americanos sejam encontrados no Brasil em um futuro próximo.

A falta de estudos abordando áreas mais amplas do Brasil e sintetizando o conhecimento sobre a fauna de Elmidae das suas diferentes regiões é uma lacuna na literatura científica. E o mesmo se aplica às chaves taxonômicas. A fragmentação das informações em chaves de escopo regional, e a falta de enfoque na fauna brasileira nas chaves de abrangência continental, são fontes para erros, ou impossibilidade, de identificação por parte do usuário. Nossa chave taxonômica possibilita a identificação dos gêneros, adultos, de Elmidae para toda a fauna brasileira conhecida, sanando a atual necessidade de consulta obrigatória a diversas chaves taxonômicas para se identificar espécimes coletados no Brasil.

## 4.6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, M. D. L. S. De. **Taxonomia de Elmidae Curtis, 1830 (Coleoptera:Byrrhoidea) no Estado de Roraima, Brasil.** 2023. Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, 2023.
- ALMEIDA, M. D. L. S. De; FERNANDES, A. S.; BOLDRINI, R. A new species of *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae) and new records of Elmidae from Roraima State, northern Brazil. **Zootaxa**, v. 4718, n. 2, p. 277–284, 2020.
- ALMEIDA, S. D. S. de; LOUZADA, J. N. Estrutura da comunidade de Scarabaeinae (Scarabaeidae: Coleoptera) em fitofisionomias do Cerrado e sua importância para a conservação. **Neotropical entomology**, v. 38, p. 32–43, 2009.
- BALAKRISHNAN, S.; SRINIVASAN, M.; MOHANRAJ, J. Diversity of some insect fauna in different coastal habitats of Tamil Nadu, southeast coast of India. **Journal of Asia-Pacific Biodiversity**, v. 7, n. 4, p. 408–414, 2014.
- BARBOSA, F. F.; FERNANDES, A. S.; OLIVEIRA, L. G. Taxonomic key for the genera of Elmidae (Coleoptera, Byrrhoidea) occurring in Goiás State, Brazil, including new records and distributional notes. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 57, n. 2, p. 149–156, 2013a.
- BARBOSA, F. F.; FERNANDES, A. S.; OLIVEIRA, L. G. Three new species of *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from the Brazilian Cerrado Biome with updated key for the *Macrelmis* of Brazil. **Zootaxa**, v. 3736, n. 2, p. 128–142, 2013b.
- BARBOSA, R. I.; CAMPOS, C.; PINTO, F.; FEARNSIDE, P. M. The “Lavrados” of Roraima: Biodiversity and Conservation of Brazil’s Amazonian Savannas. **Functional Ecosystems and Communities**, v. 1, n. 1, p. 29–41, 2007.
- BARONI-URBANI, C.; BUSER, M. W. Similarity of Binary Data. **Systematic Biology**, v. 25, n. 3, p. 251–259, 1976.
- BARR, C. B.; BROWN, H. P. First report of diurnal flight by North American riffle beetles (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmidae). **Pan-Pacific Entomologist**, v. 92, n. 1, p. 63–65, 2016.
- BLACKWELDER, R. E. **Checklist of the coleopterous insects of México, Central America, The West Indies, and South America.** US Government Printing Office, 1944. v. 185
- BRASIL; MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE; SECRETARIA DE BIODIVERSIDADE E FLORESTAS. **Áreas Prioritárias para a Conservação, Uso Sustentável e Repartição de Benefícios da Biodiversidade Brasileira: Atualização-Portaria MMA Nº 09, de 23 de janeiro de 2007.** 2. ed. Brasília: MMA, 2008. v. 1327 p.
- BRAUN, B. M.; BERTASO, T. R. N.; PIRES, M. M.; SPIES, M. R.; KOTZIAN, C. B. Responses of riffle beetle assemblages to deforestation a semi-deciduous atlantic forest remnant. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 90, n. 2, p. 2189–2201, 2018.
- BRAUN, B. M.; GONÇALVES, A. S.; PIRES, M. M.; KOTZIAN, C. B. Potential distribution of riffle beetles (Coleoptera: Elmidae) in southern Brazil. **Austral Entomology**, v. 58, n. 3, p. 646–656, 2019.
- BROWN, H. P. Neotropical dryopoids I. *Xenelmis laura*, a new species from Brazil (Coleoptera, Elmidae). **The Coleopterists’ Bulletin**, v. 24, n. 3, p. 61–65, 1970.

BROWN, H. P. Synopsis of the genus *Heterelmis* Sharp in the United States, with description of a new species from Arizona (Coleoptera, Dryopoidea, Elmidae). **Entomological News**, v. 83, p. 229–238, 1972.

BROWN, H. P. Neotropical dryopoids, III. Major nomenclatural changes affecting *Elsianus* Sharp and *Macrelmis* Motschulsky, with checklists of species (Coleoptera: Elmidae: Elminae). **The Coleopterists' Bulletin**, v. 38, n. 2, p. 121–129, 1984.

BROWN, H. P. Biology of Riffle Beetles. **Annual review of entomology**, v. 32, n. 1, p. 253–273. 1987.

BRUSVEN, M. A. Drift periodicity and upstream dispersion of stream insects. **Journal of the Entomological Society of British Columbia**, v. 67, p. 48–59, 1970.

BUG, K. Zur Genitalmorphologie und Systematik der neotropischen Spezies des Elminthidae-Genus *Microcyloepus* Hinton, 1935 (Coleoptera: Dryopoidea). **Beiträge zur Entomologie**, v. 23, n. 1–4, p. 99–130. 1973.

CAI, C.; TIHELKA, E.; GIACOMELLI, M.; LAWRENCE, J. F.; ŚLIPÍŃSKI, A.; KUNDRATA, R.; YAMAMOTO, S.; THAYER, M. K.; NEWTON, A. F.; LESCHEN, R. A. B.; GIMMEL, M. L.; LÜ, L.; ENGEL, M. S.; BOUCHARD, P.; HUANG, D.; PISANI, D.; DONOGHUE, P. C. J. Integrated phylogenomics and fossil data illuminate the evolution of beetles. **Royal Society Open Science**, v. 9, n. 3, 2022.

CARVALHO, C. M. de. O lavrado da serra da lua em Roraima e perspectivas para estudos da herpetofauna na região. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 3, n. 1, p. 4–17, 2009.

CARVALHO, T. M. D.; CARVALHO, C. M. D. Interrelation of geomorphology and fauna of Lavrado region in Roraima, Brazil – suggestions for future studies. **E&G Quaternary Science Journal**, v. 61, n. 2, p. 146–155, 2012.

CARVALHO, W. D. de; MUSTIN, K. The highly threatened and little known Amazonian savannahs. **Nature Ecology and Evolution**, v. 1, n. 4. 2017.

CARVALHO, T. M.; CARVALHO, C. M.; MORAIS, R. P. Fisiografia da paisagem e aspectos biogeomorfológicos do lavrado. **Revista Brasileira de Geomorfologia**, v. 17, n. 1, 2016.

CHALAR, G. Composición y abundancia Del zoobentos Del Arroyo Toledo (Uruguay) y su relación com la calidad de água. **Revista chilena de historia natural**, v. 67, p. 129–141, 1994.

ČIAMPOR, F.; ČIAMPOROVÁ-ZAŤOVIČOVÁ, Z. A new species of *Hedyselmis* Hinton and notes on the phylogeny of the genus (Coleoptera: Elmidae). **Zootaxa**, n. 1781, p. 55–62, 2008.

CIAMPOR, F.; CIAMPOROVÁ-ZATOVICOVÁ, Z.; KODADA, J. A new species of neblinagena spangler from kukenán tepui and DNA barcoding of neblinagena and related genera (Coleoptera: Elmidae). **Zootaxa**, v. 4286, n. 2, p. 176–186, 2017.

ČIAMPOR, F.; LAŠŠOVÁ, K.; MAIER, C. A.; ČIAMPOROVÁ-ZAŤOVIČOVÁ, Z.; KODADA, J. *Phanoceroides* Hinton, 1939: description of new species, morphology of larvae, and revised taxonomic position of the genus (Coleoptera: Elmidae) based on molecular evidence. **Zootaxa**, v. 4117, n. 2, p. 277–288, 2016.

- CIAMPOR JR, F.; RIBERA, I. *Hedyselmis opis*: Description of the larva and its phylogenetic relation to *Graphelmis* (Coleoptera: Elmidae: Elminae). **European Journal of Entomology**, v. 103, n. 3, p. 627, 2006.
- CLAVIER, S.; BARR, C.; LE PAGE, P.; POST, D.; SHEPARD, W. Coléoptères aquatiques de la frange littorale de Guyane : Inventaire et iconographie des familles Elmidae, Dryopidae, Ptilodactylidae, Dytiscidae et Noteridae. *Em*: TOUROULT, J. **Contribution à l'étude des Coléoptères de Guyane**. Le Coléoptériste, 2021.
- COQUEREL, J. C. Monographie du genre *Potamophilus*. **Revue et Magasin de Zoologie**, v. 2, n. 3, p. 591–603, 1851.
- COSTA, C.; VANIN, S. A.; IDE, S. Systematics and bionomics of Cneoglossidae with a cladistic analysis of Byrrhoidea sensu Lawrence & Newton (1995) (Coleoptera, Elateriformia). **Arquivos de Zoologia**, v. 35, n. 3, p. 231–300, 1999.
- COUTINHO, L. M. O conceito do cerrado. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 1, n. 1, p. 17–23, 1978.
- DARLINGTON, P. J. A list of the West Indian Dryopidae (Coleoptera), with a new genus and eight new species, including one from Colombia. **Psyche: A Journal of Entomology**, v. 43, n. 2–3, p. 65–83, 1936.
- DELÈVE, J. Coleoptera Elminthidae. **Résultats scientifiques. Mission zoologique belge aux îles Galapagos et en Ecuador**, p. 209–272, 1968.
- DELÈVE, J. Contribution à l'étude des Dryopoidea XX. Espèces d'Elminthidae (Coleoptera) peu ou mal connues de l'Amérique du Sud. **Bulletin et Annales de la Société Royale d'Entomologie de Belgique**, v. 106, p. 47–67, 1970.
- FALCÃO, J. N.; SALLES, F. F.; HAMADA, N. Baetidae (Insecta, Ephemeroptera) ocorrentes em Roraima, Brasil: novos registros e chaves para gêneros e espécies no estágio ninfal. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 4, p. 516–548, 2011.
- FERNANDES, A. S.; HAMADA, N. Description and notes on the bionomics of a new species of *Potamophilops* Grouvelle, 1896 (Coleoptera: Elmidae: Larinae), from the Cerrado biome in Brazil. **Journal of natural history**, v. 46, n. 11–12, p. 717–727, 2012.
- FERNANDES, A. S.; PASSOS, M. I. S.; HAMADA, N. A new species of *Hintonelmis* Spangler (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Central Amazonia, Brazil. **Zootaxa**, v. 2353, n. 1, p. 43–48. 2010a.
- FERNANDES, A. S.; PASSOS, M. I. S.; HAMADA, N. The genus *Portelmis* Sanderson, 1953 (Coleoptera: Elmidae: Elminae): First report in Brazil, description of two new Amazonian species and species key for males. **Zootaxa**, v. 2517, n. 1, p. 33–43. 2010b.
- FERNANDES, A. S.; PASSOS, M. I. S.; HAMADA, N. *Stegoelmis* Hinton, 1939 (Coleoptera: Elmidae: Elminae) in Brazil: two new species and a key to the Brazilian species. **Zootaxa**, v. 2921, p. 56–64, 2011.
- FERNANDES, A. S.; POLIZEI, T. T. S.; BOLDRINI, R. Notes on *Stenhelmoides* and description of the true male genitalia of *S. strictifrons* Grouvelle, 1908 (Coleoptera: Elmidae). **Acta Amazonica**, v. 50, n. 4, p. 317–326. 2020.

FERNÁNDEZ, L. A.; ARCHANGELSKY, M.; MANZO, V. Coleópteros acuáticos y semiacuáticos del Parque Provincial Salto Encantado y Valle del Cuñá Pirú (Misiones, Argentina). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 67, n. 3–4, p. 87–98, 2008.

FERREIRA-JR, N.; SAMPAIO, B. H. L.; FERNANDES, A. S.; CLARKSON, B.; BRAGA, R. B.; PASSOS, M. I. da S. dos; SANTOS, A. D. dos. Ordem Coleoptera. *Em*: HAMADA, N.; NESSIMIAN, J. L.; QUERINO, R. B. **Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia**. Manaus: Editora INPA, 2014. p. 345–371.

GAMA NETO, J. de L.; PASSOS, M. A. B. Primeiro registro do gênero e espécie *Neblinagena doylei* Kodada & Jäch (Coleoptera: Elmidae: Larainae) no Brasil. **EntomoBrasilis**, v. 9, n. 1, p. 62–64, 29 abr. 2016.

GONZÁLEZ-CÓRDOBA, M.; MARTÍNEZ-ROMÁN, N. R.; DEL CARMEN ZÚÑIGA, M.; MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. Description of the putative mature larva of the Neotropical genus *Stenhelmoides* Grouvelle (Coleoptera: Elmidae). **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, 1 dez. 2020.

GONZÁLEZ-CÓRDOBA, M.; ZÚÑIGA, M. del C.; MANZO, V.; GRANADOS-MARTÍNEZ, C.; PANCHE, J. New records and distribution data of ten species and four genera of elmidae (Coleoptera: Elmidae) of Colombia. **Boletín Científico del Centro de Museos**, v. 23, n. 1, p. 247–266, 2019.

GROUVELLE, A. Nouvelles espèces d'Helmides. **Annales de la Société Entomologique de France**, v. 8, n. 6, p. 393–410, 1889.

GROUVELLE, Antoine. Descriptions de Dryopides (Parnides) et Helmides nouveaux. **Notes from the Leyden Museum**, v. 18, n. 1, p. 33–52, 1896.

GUEDES, J. C. **Inventário das espécies de Elmidae Curtis, 1830 (Coleoptera: Dryopoidea) e associação molecular de larvas e adultos de Macrelmis Motschulsky, 1859 do Distrito de Taquaruçu, Palmas, Tocantins, Brasil**. 2022. Universidade Federal do Tocantins, Porto Nacional, 2022.

HAYASHI, M.; SONG, S. D.; SOTA, T. Patterns of hind-wing degeneration in Japanese riffle beetles (Coleoptera: Elmidae). **Journal of Entomology**, v. 110, n. 4, p. 689–697, 2013.

HAYASHI, M.; YOSHITOMI, H.; KAMITE, Y.; KOBAYASHI, T.; SOTA, T. Description of adults and larvae of *Orientalmis parvula* (Nomura & Baba, 1961) (Coleoptera: Elmidae) with their molecular phylogenetic analysis. **Zootaxa**, v. 4568, n. 3, p. 483–500, 2019.

HINTON, H. E. Descriptions and figures of new Brazilian Dryopidae (Coleoptera). **Entomologist**, v. 69, p. 283–289, 1936a.

HINTON, H. E. Synonymical and other notes on the Dryopidae (Coleoptera). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 72, p. 54–58, 1936b.

HINTON, H. E. Descriptions of new genera and species of Dryopidae (Coleoptera). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 85, n. 18, p. 415–434. 1936c.

HINTON, H. E. New species of *Cylloepus* from Brazil (Coleoptera, Dryopidae). **Entomologist**, v. 70, p. 279–284, 1937a.

HINTON, H. E. Notes on some Brazilian Potamophilinae and Elminae (Coleoptera, Dryopidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 73, p. 95–100, 1937b.

HINTON, H. E. Additions to the Neotropical Dryopidae (Coleoptera.). **Arbeiten über morphologische und taxonomische Entomologie aus Berlin-Dahlem**, v. 4, n. 2, p. 93–111, 1937c.

HINTON, H. E. Notes on American Elmidae with descriptions of new species (Coleoptera). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 75, p. 179–185, 1939a.

HINTON, H. E. An inquiry into the natural classification of the Dryopoidea, based partly on a study of their internal anatomy (Col.). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 89, n. 7, p. 133–184, 1939b.

HINTON, H. E. On some new genera and species of Neotropical Dryopoidea (Coleoptera). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 89, n. 3, p. 23–45, 1939c.

HINTON, H. E. On some new and little known south american Neoelmis Musgrave (Coleoptera, Elmidae). **Entomol. Mon. Mag.**, v. 75, p. 228–234, 1939d.

HINTON, H. E. A note on the genus Austrolimnius C. & Z., with a description of a new species from French Guiana (Coleoptera, Elmidae). **Proceedings of the Royal Entomological Society of London. Series B, Taxonomy**, v. 8, n. 10, p. 195–199, 1939e.

HINTON, H. E. A monograph of Gyrelmis gen. n. with a study of the variation of the internal anatomy (Coleoptera, Elmidae). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 90, n. 13, p. 375–409, 1940a.

HINTON, H. E. On some new Brazilian Microcylloepus with a key to the species (Coleoptera, Elmidae). **The Annals and Magazine of Natural History**, v. 6, p. 236–248, 1940b.

HINTON, H. E. A synopsis of the Brazilian species of Microcylloepus (Coleoptera, Elmidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 76, p. 61–68, 1940c.

HINTON, H. E. A monographic revision of the Mexican water beetles of the Family Elmidae. **Novitates Zoologicae**, v. 42, n. 2, p. 217–396, 1940d.

HINTON, H. E. XI.—A synopsis of the Brazilian species of Neoelmis Musgrave (Coleoptera, Elmidae). **Annals and Magazine of Natural History**, v. 5, n. 26, p. 129–153, 1940e.

HINTON, H. E. A synopsis of the American species of Austrolimnius Carter (Col., Elmidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 77, p. 156–163, 1941.

HINTON, H. E. A synopsis of the Brazilian species of Cylloepus Er.(Coleoptera, Elmidae). **Journal of Natural History**, v. 12, n. 85, p. 43–67, 1945a.

HINTON, H. E. New and little known species of Microcylloepus (Coleoptera, Elmidae). **The Entomologist**, v. 78, n. 983, p. 57–61, 1945b.

HINTON, H. E. Descriptions of two new species of Elsianus Sharp, with a key to the graniger species-group (Col., Elmidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 81, p. 90–92, 1945c.

HINTON, H. E. A synopsis of the Brazilian species of *Elsianus* Sharp (Coleoptera, Elmidae). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 96, n. 8, p. 125–149, 1946a.

HINTON, H. E. A key to the species of *Xenelmis* Hinton with descriptions of three new species (Coleoptera, Elmidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 83, p. 237–241, 1946b.

HINTON, H. E. A new *Cylloepus* from Argentina (Coleoptera, Elmidae). **Journal of Natural History**, v. 4, n. 44, p. 820–823, 1951.

HINTON, H. E. The subgenera of *Austrolimnius* (Coleoptera: Elminthidae). **Proceedings of the Royal Entomological Society of London. Series B, Taxonomy**, v. 37, n. 7–8, p. 98–102, 1968.

HINTON, H. E. Structure of the plastron of *Hexacylloepus*, with a description of a new species (Coleoptera, Elminthidae). **Journal of Natural History**, v. 3, n. 1, p. 125–130, 1969.

HINTON, H. E. A revision of the genus *Hintonelmis* Spangler (Coleoptera: Elmidae). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 123, n. 2, p. 189–208, 1971a.

HINTON, H. E. *Pilielmis*, a new genus of Elmidae (Coleoptera). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 107, p. 161–166, 1971b.

HINTON, H. E. Some American *Austrolimnius* (Coleoptera: Elmidae). **Journal of Entomology Series B, Taxonomy**, v. 40, n. 2, p. 93–99, 1971c.

HINTON, H. E. The Elmidae (Coleoptera) of Trinidad and Tobago. **Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology**, 1971d.

HINTON, H. E. Two New Genera of South American Elmidae (Coleoptera). **The Coleopterists' Bulletin**, v. 26, n. 2, p. 37–41, 1972a.

HINTON, H. E. New species of *Neoelmis* from South America (Coleoptera, Elmidae). **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 26, n. 9, p. 117–135, 1972b.

HINTON, H. E. New Genera and Species of Bolivian Elmidae (Coleoptera). **The Coleopterists Bulletin**, v. 27, n. 1, p. 1–6, 1973a.

HINTON, H. E. The Venezuelan species of *Hexacylloepus* (Col., Elmidae). **Entomologist's Monthly Magazine**, v. 108, n. 1301–1303, p. 251–256, 1973b.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA (IBGE). **Cartas e Mapas**. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/geociencias/todos-os-produtos-geociencias.html>>. Acesso em: 14 mar. 2023.

JÄCH, M. A.; BALKE, M. Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. **Hydrobiologia**, v. 595, n. 1, p. 419–442, 2008.

JÄCH, M. A.; KODADA, J.; BROJER, M.; SHEPARD, W. D.; ČIAMPOR JR, F. **Coleoptera: Elmidae and Protelmidae**. Leiden: World Catalogue of Insects, 2016. v. 340 p.

KOBAYASHI, T.; HAYASHI, M.; KAMITE, Y.; SOTA, T. Molecular phylogeny of Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea) with a focus on Japanese species: implications for intrafamilial classification. **Systematic Entomology**, v. 46, n. 4, p. 870–886, 2021.

KODADA, J.; JÄCH, M. A. *Roraima carinata* gen. et sp. nov. and *Neblinagena doylei* sp. nov., two Larinae from Mount Roraima, Venezuela (Coleoptera: Elmidae). **Entomological Problems**, v. 30, n. 1, p. 13–29, 1999.

KUNDRATA, R.; JÄCH, M. A.; BOCAK, L. Molecular phylogeny of the Byrrhoidea–Buprestoidea complex (Coleoptera, Elateriformia). **Zoologica Scripta**, v. 46, n. 2, p. 150–164, 2016.

LINSKÝ, M.; ČIAMPOROVÁ-ZAŘOVIČOVÁ, Z.; ČIAMPOR, F. Four new species of *Hexanchorus* Sharp from Ecuador (Coleoptera, Elmidae) with DNA barcoding and notes on the distribution of the genus. **ZooKeys**, v. 2019, n. 838, p. 85–109, 2019.

LINSKÝ, M.; ČIAMPOROVÁ-ZAŘOVIČOVÁ, Z.; ČIAMPOR, F. A revision of *onychelmis* hinton, 1941 (Coleoptera: Elmidae), with description of new species, dna barcoding and notes on the geography of the genus. **European Journal of Taxonomy**, v. 2021, n. 739, p. 1–35, 2021.

MAIER, C. A. *Elachistelmis* gen. n. (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Suriname, with description of two new species. **Zootaxa**, v. 3500, n. 1, p. 61–69, 2012.

MAIER, C. A. A revision of the Larinae (Coleoptera, Elmidae) of Venezuela, with description of nine new species. **ZooKeys**, v. 329, p. 33–91, 2013

MANZO, M. V. A review of the American species of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae), with a new species from Argentina. **Zootaxa**, v. 1242, p. 53–68, 2006.

MANZO, V. A new species of *Macrelmis* Motschulsky from Argentina (Coleoptera: Elmidae). **Aquatic Insects**, v. 25, n. 3, p. 169–175, 2003.

MANZO, V. Key to the South America genera of Elmidae (Insecta: Coleoptera) with distributional data. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 40, n. 3, p. 201–208, 2005.

MANZO, V. Cinco citas nuevas de Elmidae (Coleoptera) para la Argentina, con la redescipción de *Austrolimnius* (*Telmatelmis*) *nyctelioides*. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 66, n. 1–2, p. 11–20, 2007.

MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. Description of the larva of *Macrelmis isis* (hinton, 1946), with distributional notes of the species (coleoptera, elmidae). **Tijdschrift voor Entomologie**, v. 144, n. 1, p. 45–54, 2001.

MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. A key to the known larvae of South American Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea), with a description of the mature larva of *Macrelmis saltensis* Manzo. **Annales de Limnologie-International Journal of Limnology**, v. 44, n. 1, p. 63–74, 2008.

MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. Two new species of Elmidae (Coleoptera) from Argentina. **Zootaxa**, n. 3478, p. 267–281, 2012.

- MANZO, V.; MOYA, N. Description of the first South American species of *Neocyloepus* Brown (Coleoptera: Elmidae): *N. chaparensis* sp. nov. from Bolivia. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 45, n. 3, p. 129–138, 2010.
- MIRANDA, G. de S.; SAMPAIO, B. H. L.; PASSOS, M. I. da S. dos. Two new species of *Austrolimnius* Carter & Zeck (Insecta: Coleoptera: Elmidae) from Southeastern Brazil. **Zootaxa**, v. 3389, p. 14–24, 2012.
- MITTERMEIER, R. A.; MYERS, N.; MITTERMEIER, C. G.; ROBLES GIL, P. **Hotspots: Earth's biologically richest and most endangered terrestrial ecoregions**. CEMEX, S.A., Agrupación Sierra Madre, S.C., 1999. 431 p.
- MONTE, C.; MASCAGNI, A. Review of the Elmidae of Ecuador with the description of ten new species (Coleoptera: Elmidae). **Zootaxa**, v. 3342, n. 1, p. 1–38, 2012.
- MUNIZ, C. M.; FROTA, A.; GANASSIN, M. J. M.; AGOSTINHO, A. A.; GOMES, L. C. Do river basins influence the composition of functional traits of fish assemblages in neotropical reservoirs? **Brazilian Journal of Biology**, v. 81, n. 3, p. 765–775, 2021.
- NICOLÁS NAKA, L.; COHN-HAFT, M.; MALLETT-RODRIGUES, F.; PÉRSIO, M.; SANTOS, D.; DE, M.; TORRES, F. The avifauna of the Brazilian state of Roraima: bird distribution and biogeography in the Rio Branco basin. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 14, n. 3, p. 197–238, 2006.
- PASSOS, M. I. da S. dos; SAMPAIO, B. H. L.; NESSIMIAN, J. L.; FERREIRA JR, N. Elmidae (Insecta: Coleoptera) do Estado do Rio de Janeiro: lista de espécies e novos registros. **Arquivos do Museu Nacional**, v. 67, n. 3–4, p. 377–382, 2009.
- PASSOS, M. I. S. Dos; MIRANDA, G. S. De; NESSIMIAN, J. L. Three new species of *Macrelmis* Motschulsky (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Southeastern Brazil with new definition of species groups to the genus. **Zootaxa**, v. 4058, n. 2, p. 195–210, 2015.
- PASSOS, M. I.; HAMADA, N.; FERNANDES, A. S.; NESSIMIAN, J. L. Insecta, Coleoptera, Elmidae, Amazon region. **Check List**, v. 6, n. 4, p. 538–545, 2010.
- PASSOS, M. I. S.; FELIX, M. A new species of *Macrelmis motschulsky* from southeastern Brazil (Coleoptera: Elmidae: Elminae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 39, n. 1, p. 49–51, abr. 2004a.
- PASSOS, M. I. S.; FELIX, M. Description of a new species of *Cylloepus* Erichson from southeastern Brazil (Coleoptera, Elmidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 48, n. 2, p. 181–183, jun. 2004b.
- PASSOS, M. I. S.; MANZO, V.; MAIER, C. A. Families Dryopidae, Elmidae, and Psephenidae. *Em: Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates*. Elsevier, 2018. p. 583–598.
- PASSOS, M. I. S.; NESSIMIAN, J. L.; FERREIRA JUNIOR, N. Chaves para identificação dos gêneros de Elmidae (Coleoptera) ocorrentes no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 51, p. 42–53, 2007.
- PASSOS, M. I. S.; NESSIMIAN, J. L.; FERREIRA, N. Chaves para identificação dos gêneros de Elmidae (Coleoptera) ocorrentes no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 51, n. 1, p. 42–53, 2007.

PASSOS, M. I.; SEGURA, M. O.; POLIZEI, T. T. S.; FERNANDES, A. S. **Elmidae in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/122380>>. Acesso em: 24 maio. 2023.

PECK, S. B. The beetles of the island of St. Vincent, Lesser Antilles (Insecta: Coleoptera); diversity and distributions. **Insecta Mundi**, p. 1–77, 2010.

PERKINS, P. D.; STEINER, W. E. Two new Peruvian species of the riffle beetle genus *Xenelmis* (Coleoptera: Elmidae). **Pan–Pacific Entomologist**, v. 57, n. 1, p. 306–312, 1981.

POLIZEI, T. T. S. A new species and a key for the Brazilian species of the genus *Heterelmis* Sharp, 1882 (Coleoptera: Elmidae, Elminae). **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 58, p. e20185820, 2018.

POLIZEI, T. T. S.; BARCLAY, M. V. L. The genus *Hintonelmis* (Coleoptera: Elmidae: Elminae), new species and records. **Journal of Natural History**, v. 52, n. 45–46, p. 2949–2959, 2018.

POLIZEI, T. T. S.; BARCLAY, M. V. L.; BISPO, P. C. *Hexacylloepus* Hinton, 1940 rises again; 18 new species of a neglected genus (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmidae). **Zootaxa**, v. 4819, n. 1, p. 6–48, 2020a.

POLIZEI, T. T. S.; CASARI, S. A. *Macrelmis pubescens* (Grouvelle, 1889) – redescription of the species, designation of a lectotype and description of its larva (Coleoptera: Elmidae). **Annales de la Société entomologique de France**, v. 55, n. 4, p. 327–338, 2019.

POLIZEI, T. T. S.; COSTA, L. de S. M.; BISPO, P. da C. *Austrolimnius cleidecostae*, a new species of riffle beetle (Coleoptera: Elmidae) from Brazil with habitat notes and updated key of the Brazilian species of the genus. **Papeis Avulsos de Zoologia**, v. 60, special-issue: e202060(s.i.).12, 2020b.

POLIZEI, T. T. S.; COSTA, L. de S. M.; BISPO, P. da C. *Spanglerelmis*, a new genus of Elmidae (Insecta: Coleoptera) from Brazil with new species and biological notes. **European Journal of Taxonomy**, v. 813, p. 33–56, 2022.

POLIZEI, T. T. S.; FERNANDES, A. S. The Neotropical genus *Portelmis* Sanderson, 1953 (Coleoptera: Elmidae): Three new species, new records and updated key. **Zootaxa**, v. 4810, n. 3, p. 452–467, 2020.

POLIZEI, T. T. S.; HAMADA, N. A new minute riffle beetle (Coleoptera: Elmidae: *Pagelmis*) from the Brazilian Amazon. **Zootaxa**, v. 5061, n. 2, p. 369–376, 4 nov. 2021.

RAFAEL, J. A. **Insecta in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/59>>. Acesso em: 14 abr. 2023.

RODRIGUES, A. S. L.; ANDELMAN, S. J.; BAKAN, M. I.; BOITANI, L.; BROOKS, T. M.; COWLING, R. M.; FISHPOOL, L. D. C.; DA FONSECA, G. A. B.; GASTON, K. J.; HOFFMANN, M.; LONG, J. S.; MARQUET, P. A.; PILGRIM, J. D.; PRESSEY, R. L.; SCHIPPER, J.; SECHREST, W.; STUART, S. H.; UNDERHILL, L. G.; WALLER, R. W.; WATTS, M. E. J.; YAN, X. Effectiveness of the global protected area network in representing species diversity. **Nature**, v. 428, n. 6983, p. 640–643, 2004.

- SAMPAIO, B. H. L.; DA SILVA DOS PASSOS, M. I.; FERREIRA -, N. New species and new records of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae) from Southeastern Brazil. **Zootaxa**, v. 3936, n. 1, p. 115–122, 2015.
- SAMPAIO, B. H. L.; PASSOS, M. I. D. S. Dos; FERREIRA, N. Two new species of *Macrelmis* Motschulsky (Coleoptera: Elmidae) and a new record of *Macrelmis isis* (Hinton) from Southeastern Brazil. **Zootaxa**, n. 3478, p. 164–168, 2012.
- SAMPAIO, B. H. L.; PASSOS, M. I. D. S. D.; FERREIRA-JR, N. Three new species of *Cylloepus* Erichson (Insecta: Coleoptera: Elmidae) from Southeastern Brazil. **Zootaxa**, v. 2797, n. 1, p. 57–64, 2011.
- SANDERSON, M. W. New species and a new genus of New World Elmidae with supplemental keys. **The Coleopterists Bulletin**, v. 7, n. 5, p. 33–40, 1953.
- SANTOS, M. P. D.; SILVA, J. M. C. As aves das savanas de Roraima. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 15, n. 2, p. 189–207, 2007.
- SCHAEFFER, C. New Coleoptera and miscellaneous notes. **Journal of the New York Entomological Society**, v. 19, n. 2, p. 113–126, 1911.
- SEGURA, M. O.; PASSOS, M. I. da S. dos; FONSECA-GESSNER, A. A.; FROEHLICH, C. G. Elmidae curtis, 1830 (coleoptera, polyphaga, byrrhoidea) of the neotropical region. **Zootaxa**, v. 3731, n. 1, p. 1–57, 2013.
- SEGURA, M. O.; VALENTE-NETO, F.; FONSECA-GESSNER, A. A. Elmidae (Coleoptera, Byrrhoidea) larvae in the state of São Paulo, Brazil: Identification key, new records and distribution. **ZooKeys**, v. 151, n. 151, p. 53, 2011.
- SEGURA, M. O.; VALENTE-NETO, F.; FONSECA-GESSNER, A. A. Checklist of the Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea) of Brazil. **Zootaxa**, n. 3260, p. 1–18, 2012.
- SHARP, D. Fam. Parnidae, p. 119–140, 1 pl. *Em*: GODMAN, F. D.; SALVIN, O. **Biologia Centrali-Americana, Insecta , Coleoptera 1 (2)**. London (1882–1887): 1882. p. 824, pl. 1–19.
- SHARP, D. Supplement, p. 774–775. *Em*: GODMAN, F. D.; SALVIN, O. **Biologia Centrali-Americana, Insecta , Coleoptera 1 (2)**. London (1882–1887): 1887. p. 824, pl. 1–19.
- SHEPARD, W. Lotic regions of Belize and their aquatic byrrhoid Coleoptera (Dryopidae, Elmidae, Lutrochidae, Psephenidae, Ptilodactylidae). **Pan Pacific Entomologist**, v. 80, n. 1–4, p. 53–59, 2004.
- SHEPARD, W. D.; BARR, C. B. *Neoelmis guarani* Shepard & Barr, a sexually dimorphic new species from Paraguay (Insecta: Coleoptera: Elmidae: Elminae). **Zootaxa**, v. 4083, n. 3, p. 418–430, 2016.
- SHEPARD, W. D.; CHABOO, C. S. Beetles (Coleoptera) of Peru: A Survey of the Families. Elmidae. **Journal of the Kansas Entomological Society**, v. 88, n. 2, p. 167–168, 2015.
- SHEPARD, W. D.; JULIO, C. A. Estudio preliminar de las familias de escarabajos acuáticos Dryopidae, Elmidae, Lutrochidae y Psephenidae conocidos de Paraguay (Coleoptera:

- Byrrhoidea). **Boletín del Museo Nacional de Historia Natural del Paraguay**, v. 16, n. 1, p. 30–42, 2010.
- SHEPARD, W. D.; MEGNA, Y. S. Los byrrhoideos acuáticos (Coleoptera: Byrrhoidea) de Cuba. **Cocuyo**, v. 16, p. 32–35, 2006.
- SHEPARD, W. D.; QUENEY, P. Potamophilops Grouvelle in French Guiana, with additional distributional records for the genus (Coleoptera, Elmidae, Larinae). **Bulletin de la Société entomologique de France**, v. 126, n. 1, p. 99–102, 2021.
- SHEPARD, W. D.; SITES, R. W.; RODRIGUES, H. D. D. A New, Sexually Dimorphic Species of *Cylloepus* Erichson from Brazil (Coleoptera: Elmidae). **Coleopterists Bulletin**, v. 75, n. 1, p. 270–274, 2021.
- SHORT, A. E. Z. Systematics of aquatic beetles (Coleoptera): current state and future directions. **Systematic Entomology**, v. 44, n. 1, p. 1–18, 2018.
- SHORT, A.; KADOSOE, V. Aquatic Beetles of the Kwamalasamutu Region, Suriname (Insecta: Coleoptera). *Em: A Rapid Biological Assessment of the Kwamalasamutu region, Southwestern Suriname*. SPIE, 2011.
- SONDERMANN, W. COLEOPTERA: Is the elmid fauna of Colombia strongly marked by Nearctic elements? A remote analysis of genus names provided in 30 recently published benthic macroinvertebrate assessments: (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmidae). **DUGESIANA**, v. 20, n. 2, 2013.
- SOTOMAYOR, G.; ROMERO, J.; BALLARI, D.; VÁZQUEZ, R. F.; RAMÍREZ-MORALES, I.; HAMPEL, H.; GALARZA, X.; MONTESINOS, B.; FORIO, M. A. E.; GOETHALS, P. L. M. Occurrence Prediction of Riffle Beetles (Coleoptera: Elmidae) in a Tropical Andean Basin of Ecuador Using Species Distribution Models. **Biology**, v. 12, n. 3, 2023.
- SPANGLER, P. J. Catherwood Foundation Peruvian-Amazon Expedition, Insects, Part XIII, The Aquatic Coleoptera (Dytiscidae; Noteridae; Gyrinidae; Hydrophilidae; Dascillidae; Helodidae; Psephenidae; Elmidae). **Monographs of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia**, v. 14, p. 377–443, 1966.
- SPANGLER, P. J. A new species of the riffle beetle genus *Portelmis* from Ecuador (Coleoptera: Elmidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, v. 82, p. 63–68, 1980.
- SPANGLER, P. J. *Pagelmis amazonica*, a new genus and species of water beetle from Ecuador (Coleoptera: Elmidae). **Pan-Pacific Entomologist**, v. 57, n. 1, p. 286–294, 1981.
- SPANGLER, P. J. A revision of the Neotropical aquatic beetles genus *Stegoelmis* (Coleoptera: Elmidae). **Smithsonian Contributions to Zoology**, v. 502, p. 1–52, 1990.
- SPANGLER, P. J.; PERKINS, P. D. A revision of the Neotropical aquatic beetle genus *Stenhelmoides* (Coleoptera: Elmidae). **Smithsonian Contributions to Zoology**, v. 479, p. 1–63, 1989.
- SPANGLER, P. J.; SANTIAGO, S. A Revision of the Neotropical Aquatic Beetle Genera *Disersus*, *Pseudodisersus*, and *Potamophilops* (Coleoptera: Elmidae). **Smithsonian Contributions to Zoology**, 446, p. 1–40, 1987.

SPANGLER, P. J.; SANTIAGO-FRAGOSO, S. Una nueva especie de Coleoptera Acuático, del género *Macrelmis* Motschulsky de México y Centroamérica (Coleoptera: Elmidae). **Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología**, v. 56, n. 1, p. 155–158, 1986.

SPANGLER, P. J.; SANTIAGO-FRAGOSO, S. The aquatic beetle subfamily Larainae (Coleoptera: Elmidae) in Mexico, Central America, and the West Indies. **Smithsonian Contributions to Zoology**, v. 528, p. 1–74, 1992.

SPANGLER, P. J.; STAINES, C. L. Three new species of *Hexanchorus* Sharp, 1882 (Coleoptera: Elmidae: Larainae) from South America. **Insecta Mundi**, v. 17, n. 2, p. 45, 2003.

STRASSBURG, B. B. N.; BROOKS, T.; FELTRAN-BARBIERI, R.; IRIBARREM, A.; CROUZEILLES, R.; LOYOLA, R.; LATAWIEC, A. E.; OLIVEIRA FILHO, F. J. B.; DE SCARAMUZZA, C. A. M.; SCARANO, F. R.; SOARES-FILHO, B.; BALMFORD, A. Moment of truth for the Cerrado hotspot. **Nature Ecology and Evolution**, v. 1, n. 4, 23 mar. 2017.

TAKIYA, D. M.; SANTOS, A. P. M.; PINTO, Â. P.; HENRIQUES-OLIVEIRA, A. L.; CARVALHO, A. do L.; SAMPAIO, B. H. L.; CLARKSON, B.; MOREIRA, F. F. F.; AVELINO-CAPISTRANO, F.; GONÇALVES, I. C.; CORDEIRO, I. da R. S.; CÂMARA, J. T.; BARBOSA, J. F.; DE SOUZA, W. R. M.; RAFAEL, J. A. Aquatic Insects from the Caatinga: checklists and diversity assessments of Ubajara (Ceará State) and Sete Cidades (Piauí State) National Parks, Northeastern Brazil. **Biodiversity Data Journal**, v. 4, n. 4, p. 8354, 5 ago. 2016.

VANIN, S. A.; COSTA, C. Description of the larva of *Potamophilops cinereus* (Blanchard) from Southeastern Brazil (Coleoptera, Elmidae, Larainae). **Zootaxa**, v. 2808, n. 1, p. 57–57, 4 abr. 2011.

VANZOLINI, P. E.; CARVALHO, C. M. de. Two sibling and sympatric species of *Gymnophthalmus* in Roraima, Brasil (Sauria:Teiidae). **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 37, n. 12, p. 173–226, 1991.

## 5 CAPÍTULO 2. EFEITO DA INTEGRIDADE AMBIENTAL, DE PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS E DO GRADIENTE LONGITUDINAL SOBRE A FAUNA DE ELMIDAE EM UM RIO DE SAVANA AMAZÔNICA

### 5.1 INTRODUÇÃO

Ecosistemas aquáticos desempenham um papel fundamental para a manutenção da biodiversidade no planeta e fornecem uma extensa gama de serviços ecossistêmicos essenciais para a manutenção do bem-estar e qualidade de vida das populações humanas (FERREIRA *et al.*, 2023). Dentre as diversas assembléias que ocupam esses sistemas, os insetos aquáticos constituem um componente fundamental, contribuindo em vários processos ecológicos como a ciclagem de nutrientes, decomposição e transferência de energia (MACADAM e STOCKAN, 2015). Em rios neotropicais, a fauna de insetos aquáticos é caracterizada por sua alta diversidade e dinâmicas ecológicas únicas, representando um intrigante grupo-modelo de organismos para se investigar inter-relações entre os gradientes espaciais e fatores ecológicos que moldam as comunidades aquáticas (MEGNA *et al.*, 2021).

Os Rios da América do Sul apresentam uma vasta gama de gradientes longitudinais, desde nascentes e riachos até rios caudalosos correndo sobre planícies alagadas e deltas que deságuam nas áreas costeiras (RIBEIRO *et al.*, 2021). Esses gradientes refletem em mudanças na dinâmica dos parâmetros físico-químicos, hidrologia, composição do substrato, vegetação e, conseqüentemente, da fauna aquática (VINSON e HAWKINS, 2003; TOWNSEND *et al.*, 2005). Um grande número de estudos salientam a importância desses gradientes na estruturação das comunidades aquáticas e nas diversas variações adaptativas exibidas por diferentes táxons em resposta a condições específicas de um trecho do corpo aquático (FONSECA e HART, 2001; VINSON e HAWKINS, 2003; TOWNSEND *et al.*, 2005). E trabalhos como os de TOWNSEND *et al.* (2011) e PRINGLE (2003) demonstram a importância da conectividade longitudinal na composição da comunidade e na distribuição de grupos funcionais em rios neotropicais.

A diversidade e composição das comunidades de insetos aquáticos são influenciadas por diversos fatores ecológicos. Temperatura da água, disponibilidade de nutrientes, velocidade da correnteza, características do sedimento e cobertura vegetal estão entre os fatores-chave para a determinação da abundância e distribuição das espécies no ambiente aquático (RESH e ROSEMBERG 1984; SILVEIRA *et al.*, 2006). Esses fatores interagem de formas complexas, criando nichos ecológicos únicos que podem tanto promover, quanto limitar a ocorrência das espécies de insetos aquáticos (BAPTISTA *et al.*, 2001, CRISCI-BISPO *et al.*, 2007).

Os rios e os riachos são alguns dos ambientes mais ameaçados quando há pressão antrópica em uma região (ALLAN e CASTILLO, 2007). A exploração dos recursos hídricos é inerente a diversas atividades econômicas, como a indústria, agricultura e pecuária e faz parte dos serviços públicos básicos ofertados à população como a captação e distribuição de água e saneamento (MMA, 2022). Conseqüentemente, há sempre algum nível de degradação ambiental desses corpos de água, que precisam ser manejados adequadamente a fim de que não haja perda de biodiversidade e exaurimento dos recursos naturais (SILVEIRA, 2013).

Avaliar a integridade ecológica dos córregos através de índices bióticos (baseados na presença de organismos com diferentes graus de tolerância ambiental), medição de variáveis abióticas do ambiente aquático (temperatura, condutividade elétrica, pH, total sólidos dissolvidos, oxigênio dissolvido e descarga) e cálculo de Índice de Integridade do Habitat, vem sendo utilizado e recomendado para o monitoramento e controle de impactos antrópicos em comunidades aquáticas (REIS *et al.* 2017).

Uma das formas de se acessar e quantificar o estado de conservação de determinado ambiente aquático é através de Índices de Integridade Ambiental (IIAs). Há poucos índices de integridade adaptados para ambientes aquáticos da região neotropical, merecendo destaque o índice de NESSIMIAN *et al.* (2008) que foi desenvolvido para o monitoramento de corpos d'água na região amazônica. O Índice de Integridade Ambiental em questão contempla parâmetros que refletem as condições ambientais do rio e seu entorno, como o padrão do uso do solo, dispositivos que podem represar o curso de água, sedimentos dentro do canal, estrutura do barranco nas margens do corpo d'água, caracterização do substrato, aparência do leito do córrego, disposição das áreas de corredeiras e remansos e presença de vegetação aquática. Esse Índice tem sido aplicado com eficiência para a medição dos impactos ambientais sobre sistemas hídricos amazônicos (NESSIMIAN *et al.*, 2008; SILVEIRA, 2013).

Além dos efeitos diretos de variáveis ambientais específicas, a distribuição e composição das comunidades naturais no espaço pode ser determinada meramente pela distância entre essas comunidades, resultando no padrão conhecido como decaimento da similaridade pela distância (NEKOLA e WHITE, 1999). Esse padrão é também verificado em ambientes aquáticos e é determinado principalmente por aspectos biológicos que limitam a distribuição das espécies no espaço físico (e.g. capacidade de dispersão, uso do hábitat, tamanho do corpo) e também aspectos do ambiente (e.g. geomorfologia do corpo hídrico, cobertura vegetal, mosaico da paisagem terrestre) (PETERSEN 2004, BROWN e SWAN, 2010, SAITO *et al.* 2015).

Ao contrário do decaimento da similaridade com a distância, o efeito do aumento da similaridade entre as comunidades no espaço físico é chamado de homogeneização da fauna

(THORN *et al.* 2022). Os principais motores para a homogeneização são as alterações antrópicas no ambiente e se trata de um efeito notadamente danoso para a conservação da diversidade biológica (GOSSNER *et al.* 2023). Alterações que comprometem a integridade do ambiente aquático e seus arredores, podem diminuir a diversidade da fauna e levar à homogeneização das comunidades em um corpo hídrico (ROMERO *et al.* 2021).

Rios e riachos geralmente possuem uma rica fauna de insetos aquáticos, composta de grupos taxonômicos com diferentes origens evolutivas e gradientes de tolerância a alterações ambientais (ROSEMBERG e RESH, 1993). Diversas são as ordens de insetos que possuem representantes com hábitos aquáticos (e.g. Coleoptera, Diptera, Ephemeroptera, Heteroptera, Megaloptera, Odonata, Plecoptera, Trichoptera), sendo a ordem Coleoptera (besouros) a segunda mais bem representada com aproximadamente 13 mil espécies aquáticas divididas em 30 famílias (SHORT, 2018).

Os coleópteros aquáticos não formam um grupo natural, sendo oriundos de diferentes linhagens filogenéticas espalhadas em três das quatro subordens de Coleoptera: Myxophaga, Adephaga e Polyphaga (HUNT *et al.*, 2007; YEE E KEHT 2015, SHORT, 2018). E hoje sabemos que a ocupação do ambiente aquático pelos besouros aconteceu em múltiplas ocasiões ao longo da história evolutiva da ordem, geralmente relacionadas a grandes eventos macroecológicos do passado (TOUSSAINT *et al.*, 2017; BILTON *et al.*, 2019). São considerados coleópteros aquáticos aquelas espécies que, em ao menos algum estágio de vida, possuem dependência do ambiente aquático (YEE E KEHT 2015; BENETTI *et al.*, 2018). De acordo com seu grau de relação com a água, esses besouros podem ser classificados em seis grupos ecológicos: verdadeiramente aquáticos, falsos aquáticos, fitófagos, parasitas, facultativos e ripários (JÄCH 1998), no qual a maior parte são considerados verdadeiramente aquáticos (BENETTI *et al.*, 2018; JÄCH e BALKE 2008).

A família Elmidae Curtis, 1830 é composta de pequenos besouros (1 mm a 1 cm) considerados verdadeiramente aquáticos e que ocupam rios e riachos em todo o mundo. É a quarta maior família em número de espécies dentre os coleópteros aquáticos (ZHANG *et al.*, 2018, SHORT, 2018), possuindo cerca de 1.550 espécies em 151 gêneros conhecidos (JÄCH *et al.*, 2016; POLIZEI *et al.*, 2020) e 197 espécies e 26 gêneros conhecidos para o Brasil (PASSOS *et al.*, 2023). Os besouros dessa família são exclusivamente aquáticos e tanto o estágio de larva quanto os adultos vivem inteiramente em ambientes de água doce (BENETTI *et al.*, 2018). Eles ocupam preferivelmente os trechos de corredeiras de rios e riachos (ambientes lóticos), onde as taxas de oxigênio dissolvido na água são elevadas, e passam a vida submersos na água ou sobre substratos semi-submersos como rochas, serapilheira, raízes, troncos e vegetação ripária (JÄCH *et al.*, 2016; KODADA *et al.*, 2016; SHORT, 2018).

Enquanto as larvas de Elmidae respiram através de brânquias filamentosas localizadas no último segmento do abdome, a maioria dos adultos possui um delicado sistema de “brânquia física” denominado plastrão, que consiste em microestruturas cuticulares que retém uma camada de ar aderida ao corpo quando o inseto submerge (BROWN 1987; ELLIOTT 2008; GONZÁLEZ-CÓRDOBA *et al.*, 2020). Geralmente se alimentam de em algas, detritos orgânicos e material vegetal variado e contribuem para a ciclagem de nutrientes no corpo a

Seus hábitos de vida e suas características fisiológicas fazem com que as espécies de Elmidae tenham requerimentos ambientais bem específicos. Elas geralmente não toleram bem alterações físico-químicas acentuadas na água e são muito sensíveis a poluentes, especialmente a substâncias surfactantes que diminuem a tensão superficial da água e impedem a formação do plastrão para a respiração dos adultos. Somado isso ao fato desses insetos possuírem uma baixa mobilidade (não nadam, caminham lentamente aderidos ao substrato) e um longo ciclo de vida (larvas e adultos podem viver meses a até anos), espécies dessa família são consideradas como indicadoras de alteração na integridade de ambientes aquáticos (JÄCH e BALKE, 2008).

Apesar de extremamente eficazes para a coleta de uma grande variedade de insetos (GIBB e OSETO, 2006; KIMONDIU *et al.*, 2019), armadilhas luminosas nem sempre são utilizadas em estudos ecológicos com insetos aquáticos. Uma das principais vantagens desse método é a garantia da coleta de somente espécimes adultos, que geralmente são necessários para a identificação ao nível específico da fauna coletada. Além disso, o método é de fácil padronização, e possui alta replicabilidade (YOSHIMURA e MAETO, 2009). Como pontos negativos, podemos citar a impossibilidade de associação da fauna coletada aos habitats e microhabitats do ambiente aquático e a ausência dos imaturos, que podem fornecer respostas ecológicas diferentes à dos adultos. Além disso, há uma série de grupos que são raramente coletados em armadilhas luminosas devido a diferentes voltinismos, fenologia e hábitos de vida (WARINGER, 1991).

Para os besouros aquáticos da família Elmidae, a coleta com armadilhas luminosas tem um importante papel no conhecimento atual que temos sobre sua fauna, uma vez que muitas espécies e até mesmo gêneros somente são conhecidos por meio de coletas com armadilhas luminosas (BROWN, 1997; MAIER, 2012; POLIZEI e HAMADA, 2021). Pelo seu tamanho diminuto e pela grande complexidade e disponibilidade de recursos nos sistemas aquáticos neotropicais, é provável que muitas espécies de Elmidae possam ser consideradas como tendo hábitos crípticos, o que ajudaria a explicar o fato de raramente serem coletadas em amostragens no ambiente aquático. Em contrapartida, há uma série de gêneros comuns nos rios e riachos do Brasil que raramente são coletados com armadilhas luminosas. Essas

características fazem com que haja grande diferença na composição de gêneros e espécies de inventários de elmidae baseados em coletas aquáticas e terrestres, havendo a necessidade de ambas abordagens para o devido levantamento da riqueza da fauna local.

Outro aspecto metodológico importante a se levar em consideração para a amostragem adequada de insetos aquáticos é a acessibilidade ao substrato. Em rios e riachos de pequeno porte, é possível se acessar a totalidade todo o ambiente aquático com os métodos de coleta aquática convencionais. No entanto, conforme o corpo aquático se avoluma, a coleta torna-se impraticável em certos tipos de habitats e a seleção do substrato a ser amostrado fica comprometida pelo aumento da turbidez (CALLISTO *et al.*, 2021).

O Lavrado de Roraima abriga uma biota única na região neotropical (BARBOSA *et al.*, 2007), consistindo em uma área prioritária para a conservação da biodiversidade na Amazônia (MMA, 2008). Pela posição geográfica, relevo e regime climático, o Lavrado possui características biológicas e ecossistêmicas similares a outros ecossistemas amazônicos (BARBOSA *et al.*, 2007). Em contraponto à sua enorme importância biológica, e ao fato da maior parte do território de Roraima ser composto de terras indígenas e/ou unidades de conservação, o Lavrado está criticamente ameaçados, pois poucas áreas de proteção na Amazônia englobam áreas savânicas (CARVALHO e MUSTIN, 2017; HILÁRIO *et al.*, 2017). Por se tratarem de áreas planas, de vegetação aberta (facilidade de manejo) e menos protegidas pela legislação, as savanas do norte do Brasil são especialmente cobiçadas para o agronegócio (BARBOSA *et al.*, 2007). Apesar do Lavrado ser considerado uma das áreas prioritárias para a conservação da biodiversidade na Amazônia (MMA, 2008) e uma das áreas de endemismo da América do Sul (BARBOSA *et al.*, 2007), se trata de um ecossistema desprotegido e à mercê da expansão das atividades humanas no estado de Roraima (MMA, 2002).

O Rio Cauamé corta o Lavrado na área dos municípios de Alto Alegre e Boa Vista no estado de Roraima. É um importante afluente do Rio Branco, sendo utilizado para irrigação de grandes empreendimentos agrícolas que estão espalhados ao longo de grande parte de sua extensão. Além disso, sua foz vem sendo gradativamente descaracterizada pelo crescimento urbano da capital Boa Vista, que está localizada à margem direita do rio (OLIVEIRA e CARVALHO, 2014). Por se tratar de um rio de grande importância econômica e social para a população do estado de Roraima e por comportar espécies nativas da biota aquática do Lavrado, o Rio Cauamé deve ser monitorado a fim de que não haja degradação irreversível de sua qualidade ambiental.

Segundo o diagnóstico do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) sobre o *Lavrado* de Roraima, a execução de obras de construção de estradas e expansão do

agronegócio no estado, faz necessária a realização de planos de manejo das bacias hidrográficas das savanas e o fortalecimento dos sistemas de fiscalização e monitoramento ambiental (CAMPOS *et al.*, 2008). Neste diagnóstico, três áreas foram indicadas como prioritárias para proteção e uma delas é a região dos lagos na bacia do Rio Cauamé, região de importância biológica que sofre forte ameaça devido à expansão do agronegócio na última década (CAMPOS *et al.*, 2008).

Tendo em vista as questões aqui expostas, este projeto visa (i) estudar os efeitos das variações na integridade ambiental, da distância da nascente e de parâmetros físico-químicos da água sobre a comunidade de besouros aquáticos da família Elmidae ao longo de toda a extensão do Rio Cauamé, além de (ii) verificar a ocorrência dos efeitos do decaimento da similaridade pela distância para as comunidades de Elmidae e (iii) da homogeneização da fauna em função da diminuição da integridade ambiental entre os pontos de coleta ao longo de todo o Rio Cauamé.

#### 5.1.1 OBJETIVOS GERAIS

Este capítulo visa estudar os efeitos das variações na integridade ambiental, da distância da nascente e de parâmetros físico-químicos da água sobre a comunidade de besouros aquáticos da família Elmidae ao longo de toda a extensão do Rio Cauamé.

#### 5.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- I- Investigar, através de gráficos e tabelas exploratórios, as relações de riqueza (de gêneros e espécies), abundância e similaridade da fauna de Elmidae entre diferentes compartimentos e margens do rio onde houveram pontos amostrais.
- II- Testar, através de análise de variância, se há influência da variação transversal (margem direita ou esquerda) ou longitudinal (trecho alto, médio ou baixo) do rio na variação observada na riqueza e na abundância de Elmidae e testar o efeito das interações entre esses fatores.
- III- Testar, através de regressões lineares, se a abundância, a riqueza e a composição da comunidade de Elmidae variam em função da variação da integridade ambiental (índice de integridade ambiental), de parâmetros físico-químicos da água: (oxigênio dissolvido, pH, temperatura da água) e do gradiente longitudinal (aumento na distância da nascente à foz) do rio.
- IV- Testar, através de regressões lineares múltiplas, se há modelos multivariados adequados (baseados nas variáveis levantadas neste estudo) para descrever a variação

observada na riqueza, na abundância e na composição das espécies de Elmidae ao longo do Rio Cauamé.

V- Testar, através de regressões lineares, se há o efeito do decaimento da similaridade (aumento da dissimilaridade) da fauna de Elmidae em função do aumento da distância par-a-par entre cada ponto de coleta.

VI- Testar, através de regressões lineares, se há o efeito da homogeneização (queda na dissimilaridade) transversal (entre as margens) da fauna Elmidae em função da variação na integridade ambiental do rio Cauamé.

## 5.2 MATERIAIS E MÉTODOS.

### 5.2.1 ÁREA DE ESTUDO

O Rio Cauamé está inserido na região do complexo de savana Rio Branco–Rupununi. A montante do Rio Cauamé localiza-se no município de Alto Alegre e a jusante, à margem direita, a cidade de Boa Vista, possuindo uma área de 3.159 km<sup>2</sup>. Na classificação de Köppen, o clima da região de estudo é do tipo Aw<sub>i</sub>, considerado tropical chuvoso, com duas estações bem definidas. A estação chuvosa ocorre entre os meses de abril a setembro, onde junho–julho ocorre o período de máxima precipitação. O período de estiagem ocorre entre outubro–março e os meses de menor precipitação são janeiro–fevereiro (OLIVEIRA e CARVALHO, 2014).

Com base nas cartas topográficas do Banco de dados Geográficos do Exército Brasileiro- BDGEx (2020), escala 1:50.000 e em informações da população local de Alto Alegre, o Rio Cauamé nasce na Serra do Tabaió (i.e também descrita como “Tabalo”). De acordo com o Google Earth (2021), o rio nasce em uma elevação de 134m no município de Alto Alegre e deságua no Rio Branco com uma elevação de 66m, no município de Boa Vista. Na região predominam áreas com serras remanescentes, áreas abaciaadas e predomínio de grandes extensões de relevo plano coberto por savana. Possui baixa densidade arbórea e presença de área florestal na forma de ilha de mata (REIS NETO, 2010).

### 5.2.2 COLETA DOS DADOS

As coletas foram realizadas pela equipe do Laboratório de Entomologia da Universidade Federal de Roraima, Campus Pacaraima, Boa Vista nos meses de outubro e novembro de 2020, considerado período de estiagem no estado de Roraima (OLIVEIRA e CARVALHO, 2014). O volume de chuvas captado pelas estações pluviométricas em Roraima no ano de 2020 mantiveram-se dentro do normal esperado (PORTAL DE RORAIMA, 2022). Portanto, apesar da região ter sofrido com mudanças climáticas nos últimos anos, o clima no ano de coleta dos dados não foi atípico.

Foram determinados previamente, com base em imagens do Google Earth, 14 locais distribuídos ao longo de 107 km de curso hídrico do Rio Cauamé (Figura I). A distribuição destes pontos também levou em consideração o acesso às margens do rio. Esta metodologia foi baseada no estudo de ROZARIO *et al.*, (2014) no Rio São Mateus no Espírito Santo e adaptada para um rio de menor porte, como é o caso do Rio Cauamé.

Para a captura dos insetos, foram realizadas coletas com armadilhas luminosas do tipo Pensilvânia (FROST, 1957), equipadas com lâmpadas de LED branco e UV, mantidas por uma bateria de moto. Na base da armadilha foi posicionado um recipiente coletor de plástico

com capacidade de 1 litro e o mesmo foi preenchido com álcool a 70%. O uso combinado de lâmpadas frias do tipo LED branca e UV oferecem um maior espectro de comprimento de onda e alto brilho, sendo um atrativo amplamente difundido para a coleta de insetos.

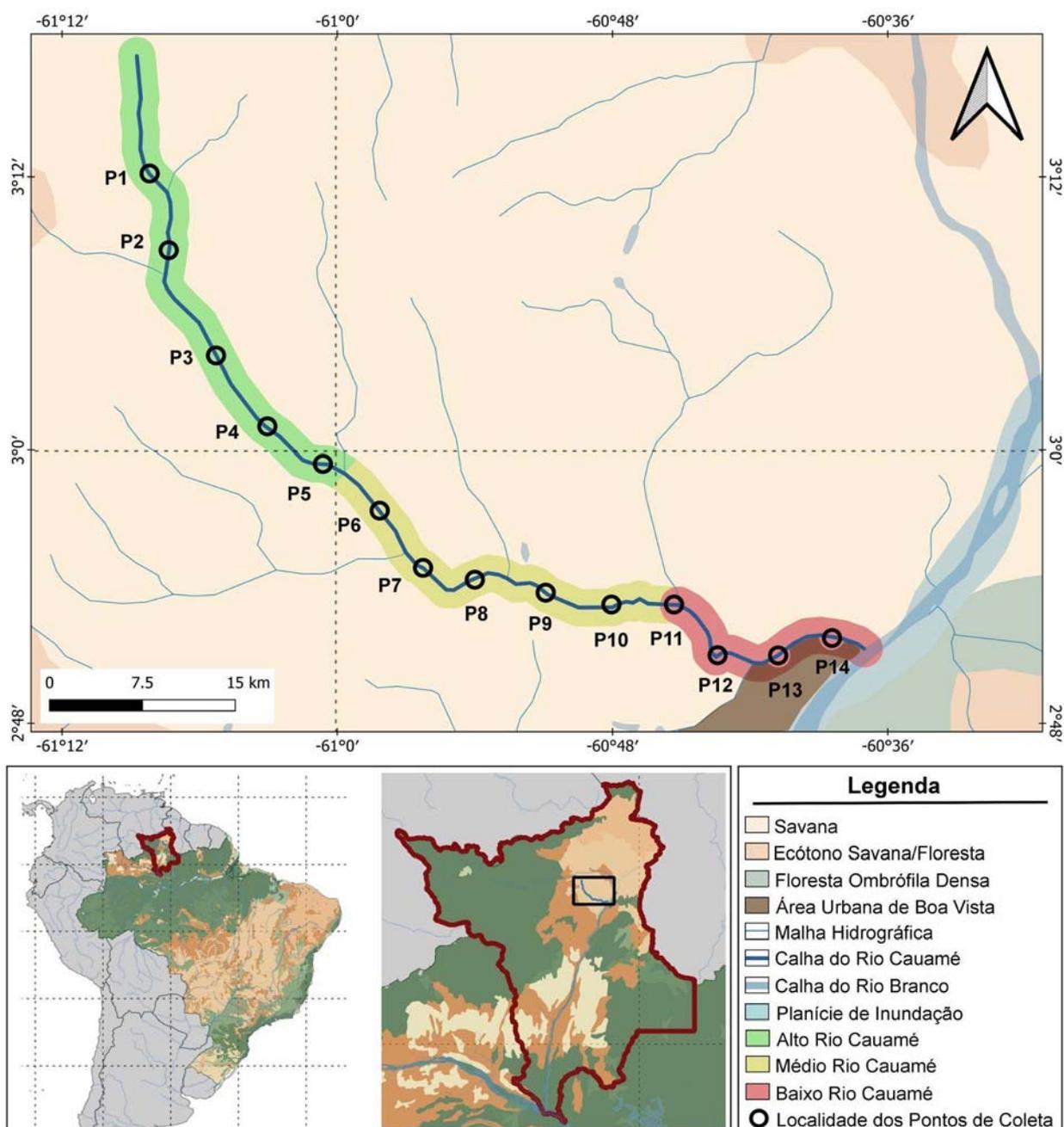


Figura I- Posição geográfica da bacia do Rio Cauamé no Brasil e no estado de Roraima e localização dos pontos de coleta amostrados ao longo do Rio.

As armadilhas foram colocadas em ambas as margens do rio nos 14 pontos de coleta, totalizando 28 amostras (Figura I). Elas foram instaladas a um metro de distância do solo e a meio metro de distância da água (Figura II). A distância da nascente (Dist) para cada ponto foi medida, onde primeiro ponto de coleta está localizado a cinco quilômetros da nascente do rio e o último a 107 km, já na foz do Rio Cauamé no Rio Branco (Figura I; Tabelas I, II).

Segundo Oliveira e Carvalho (2014), o Rio Cauamé pode ser dividido em três compartimentos: Alto, Médio e Baixo Rio Cauamé. Esses compartimentos correspondem a trechos de 2ª, 3ª e 4ª ordem respectivamente e essa classificação foi utilizada para agrupar os pontos de coleta neste trabalho (Figura I; Tabela II).

Tabela I- Dados completos de localização e data das coletas em cada ponto amostrado no Rio Cauamé.

Município	Ponto	Margem	Local	Coordenadas	Data
Alto Alegre	P1	MD	Fazenda Jarbas Melo	3°13'34"N 61°9'54"W	17/out/2020
		ME		3°13'34"N 61°9'54"W	17/ou/2020
	P2	MD	Ponte da Fazenda Adauto	3°10'21"N 61°10'34.5"W	16/out/2020
		ME		3°10'21"N 61°10'34.5"W	16/out/2020
	P3	MD	Manejo Acácias	3°04'01"N 61°11'44"W	18/out/2020
		ME		3°04'01"N 61°11'44"W	18/out/2020
	P4	MD	Ponte Estrada Taiano	3°01'27.7" N 1°08'34,9"W	16/out/2020
		ME		3°01'27.7" N 1°08'34,9"W	16/out/2020
	P5	MD	Fazenda Montenegro	2°59'59" N 61°5'44" W	18/out/2020
		ME		2°59'59" N 61°5'44" W	18/out/2020
	P6	MD	Sítio do Mineiro	2°57'57"N 61°3'24"W	10/nov/2020
		ME		2°57'57"N 61°3'24"W	10/nov/2020
Boa Vista	P7	MD	Chácara do Salada	2°55'49" N 61°01'06"W	11/nov/2020
		ME		2°55'48" N 61°1'3" W	11/nov/2020
	P8	MD	Difícil Acesso	2°55'36"N 60°58'14"W	12/nov/2020
		ME		2°55'35" N 60°58'15"W	12/nov/2020
	P9	MD	Chácara da Família	2°54'55"N 60°55'19"W	18/nov/2020
		ME		2°54'55"N 60°55'18"W	18/nov/2020
	P10	MD	Fazenda Agrolucas	2°53'59" N 60°51'53"W	22/nov/2020
		ME		2°53'58"N 60°51'51"W	22/nov/2020
	P11	MD	Murupu	2°54'6"N 60°47'47"W	20/nov/2020
		ME		2°54'5"N 60°47'46"W	20/nov/2020
	P12	MD	Cidade Satélite	2°51'46"N 60°44'48"W	15/out/2020
		ME		2°51'42"N 60°44'45"W	15/out/2020
	P13	MD	Vimezer	2°51'46"N 60°42'5"W	14/out/2020
		ME		2°52'44"N 60°41'55"W	13/out/2020
P14	MD	Praia da Polar	2°52'4"N 60°38'52"W	14/out/2020	
	ME		2°52'1"N 60°38'56"W	14/out/2020	

Após a coleta, o material foi devidamente etiquetado e encaminhado para o Laboratório de Entomologia da Universidade Federal de Roraima, Campus Pacaraima, Boa Vista. As amostras foram triadas e todos os besouros da família Elmidae foram separados e identificados ao nível específico com o auxílio das descrições originais, comparação com

espécies já determinadas, e consulta ao acervo de imagens de material-tipo obtidas de diversos museus por André S. Fernandes e Tiago T.S. Polizei.

Para aferição das variáveis físico-químicas foi utilizado um medidor multiparâmetro Hanna HI9829 de registro portátil. Nos pontos de coleta onde a largura do rio não superou 10 metros de uma margem à outra (pontos 1 a 5), os parâmetros foram aferidos no leito do rio. A partir do ponto 8, devido ao aumento do porte do rio Cauamé, as aferições foram feitas em cada margem do rio e os valores médios foram calculados para o uso nas análises. Os parâmetros físico-químicos medidos no Rio Cauamé foram: oxigênio dissolvido (OD), temperatura da água (T.ag) e potencial hidrogeniônico (pH).



Figura II- Fotografia de armadilha do tipo Pensilvânia instalada na esquerda do Rio Cauamé. Vista do sentido foz-nascente. Adaptado de COSTA (2022).

Para estimar o grau de integridade ambiental (IIA) nos locais de coleta, aplicou-se o protocolo de NESSIMIAN *et al.* (2008) (ANEXO 1.1) com modificações para áreas de savana utilizado pelo Laboratório de Entomologia- LabEnt do Centro de Estudos da Biodiversidade-CBio da Universidade Federal de Roraima (ANEXO 1.2). O protocolo adaptado possui 12 parâmetros para descrever as condições ambientais da vegetação, uso do solo próximo ao rio e características físicas do efluente. Cada um desses parâmetros possui um valor representativo das condições encontradas no local avaliado. Em locais onde não foi possível realizar avaliação visual de características físicas, especificamente nas questões de 1 a 4 do protocolo,

a cobertura vegetal foi estimada usando imagens de satélite através da ferramenta Google Earth.

### 5.2.3 TRATAMENTO DOS DADOS

Após a aplicação do protocolo utilizado para a avaliação da integridade ambiental, as informações foram tabuladas e transformadas em valores variando de 0 a 1, onde 0 representa a integridade mais baixa e 1 a integridade mais alta. O valor final do IIA é a média dos valores padronizados ( $P_i$ ) de cada um dos doze parâmetros observados (Figura III A) onde  $P_i$  é igual ao valor observado para o parâmetro ( $a_o$ ) dividido pelo valor máximo que ele pode alcançar ( $a_m$ ) (Figura III B). Neste índice, valores próximos a 1 representam ambientes mais preservados e menos próximos de 1, menos preservados.

$$\text{A} \quad \text{HII} = \frac{\sum_{i=1}^n P_i}{n} \quad \text{B} \quad P_i = \frac{a_o}{a_m}$$

Figura III- Representação matemática para o cálculo do valor numérico do IIA (A) e da padronização dos valores para cada parâmetro (B).

Na maior parte das análises deste trabalho, foi utilizado o somatório dos dados de riqueza e abundância das margens (esquerda e direita) em cada ponto de coleta. Nos casos em que foram utilizados os dados de riqueza e abundância separados por margens, estes estão explicitados no texto e nas legendas dos gráficos e das tabelas das análises.

Para se verificar a eficiência da amostragem empregada, foram feitas curvas de rarefação para a riqueza observada (método Mao Tau) e estimada (Jackknife 1º Ordem e Bootstrap) para 999 replicações. Os estimadores foram calculados no programa EstimateS 9.1 (COLWELL, 2013) e o gráfico de rarefação foi feito no programa Microsoft Excel 2021.

Como métrica de composição de espécies em cada ponto de coleta, foi utilizado o eixo 1 da Análise de Correspondência Destendenciada (DCA). Para a análise, foi utilizada a matriz com os dados de abundâncias totais de todas as espécies coletadas em cada ponto. A análise foi performada no programa Past 4.13.

Para as análises de similaridade, foram calculados os valores do índice de similaridade de Jaccard (matriz de presença e ausência) e de Bray-Curtis (matriz de abundância) para as espécies de Elmidae encontradas em todas as amostras. Para a visualização gráfica das relações de similaridade entre as amostras, as matrizes de similaridade foram utilizadas para a elaboração de dendrogramas pelo método de UPGMA. As análises foram performadas no programa Past 4.13.

A Análise de Variância bifatorial (*two-way* ANOVA) foi utilizada para verificar se a riqueza e a abundância da fauna de Elmidae variam de maneira significativa entre as margens (direita e esquerda) e os compartimentos (alto, médio e baixo) do rio. Para medir o efeito das interações desses fatores foi feito o Teste de Tukey. As análises foram performadas no programa Jamovi 2.3.

A fim de se testar a capacidade das variáveis ambientais e físico-químicas em explicar a variação da composição da fauna de Elmidae e para visualização dos agrupamentos formados pelos pontos de coleta em função dessas características, foi feita uma Análise de Correspondência Canônica (CCA) para a matriz de riqueza de gêneros para todos os gêneros com ocorrência em ao menos 10 pontos de coleta. Isso foi feito para amenizar o efeito do peso desbalanceado que a análise dá a táxons raros (MCCUNE E GRACE, 2002). A análise foi performada no programa Past 4.13.

Para as análises das relações entre as variáveis dependentes (abundância total, riqueza de espécies e composição) e as variáveis preditoras ambientais (IIA, OD, pH, T.ag e Dist), foram feitas análises de regressão linear. Foram feitas análises de regressão linear múltipla para com seleção das variáveis componentes do modelo pelo método *forward stepwise* (SOKAL e ROLF, 1994). De modo que foram selecionados os modelos que conseguiram explicar o maior valor do coeficiente de determinação ajustado ( $R^2$  ajustado) e com os menores valores para o critério e informação de Akaike (AIC). Os valores das variáveis dependentes (riqueza e abundância) foram transformados com  $\log(x+1)$  para obtenção de escalas de valores com melhor visualização gráfica. As análises foram performadas no programa Jamovi 2.3.

Com o intuito de testar a presença do efeito do Decaimento da Similaridade com a Distância, foram calculadas as distâncias entre todos os pontos de coleta, par a par, e feitas regressões lineares entre os valores de distância e a similaridade observada em cada comparação. As matrizes de similaridade (Jaccard e Bray-Curtis) foram obtidas através do programa Past 4.13 e as regressões lineares foram feitas no programa Jamovi 2.3.

Para se testar o efeito da homogeneização das comunidades em função da queda na integridade ambiental, foram utilizados os valores do índice de dissimilaridade entre as amostras da duas margens do rio em cada ponto e feitas regressões lineares entre essa dissimilaridade e os valores obtidos para o IIA em cada ponto. As matrizes de similaridade (Jaccard e Bray-Curtis) foram obtidas através do programa Past 4.13 e as regressões lineares foram feitas no programa Jamovi 2.3.

### 5.3 RESULTADOS

#### 5.3.1 CARACTERIZAÇÃO AMBIENTAL E FÍSICO-QUÍMICA

Os resultados de todos os parâmetros ambientais (índice de integridade ambiental, distância da nascente) e físico-químicos (oxigênio dissolvido, pH, temperatura da água) e sua respectiva correspondência aos tratamentos experimentais (ponto de coleta, margem, compartimento do rio, ordem) estão organizados de maneira clara na Tabela II.

O Índice de Integridade Ambiental (IIA) do Rio Cauamé variou entre 0.204 e 0.711. O valor mais baixo (IIA= 0,204) correspondeu à margem direita do ponto 14 (Baixo Cauamé) e o valor mais alto (IIA=0,710) correspondeu à margem direita do ponto 4 (Alto Cauamé). Os resultados mostram que os valores do IIA foram em média mais altos no Alto Cauamé (0,641), seguido dos valores no Médio Cauamé (0,456) e Baixo Cauamé (0,398). E a média dos valores de IIA foi maior entre os pontos da margem esquerda (0,484) do que os pontos da margem direita (0,435) (Tabela II). Através de uma Análise de Variância, verificamos que esses valores médios se mostraram estatisticamente não significativos tanto para a variação entre os compartimentos ( $F = 1,61$  e  $p=0,219$ ) quanto para a variação entre as margens ( $F = 0,905$  e  $p=0,350$ ).

Tabela II- Parâmetros físico-químicos medidos em campo e resultado do Índice de Integridade Ambiental- IIA em cada local de coleta.

	Margem	Compartimento	Ordem	IIA	Dist. (km)	pH	T.água (°C)	OD (mg/l)	
P01	MD	Alto	2ª	0,365	5	5.6	27	5.64	
	ME			0,382					
P02	MD			0,357	12	5.83	29.5	6.44	
	ME			0,399					
P03	MD			0,643	28	5.88	27.19	5.35	
	ME			0,560					
P04	MD		0,71	38	5.86	27.04	5.38		
	ME		0,679						
P05	MD		0,432	45	5.73	27.39	4.4		
	ME		0,601						
P06	MD		Médio	3ª	0,486	52	6.55	26.6	4.4
	ME				0,506				
P07	MD	0,431			58	5.5	28.5	4.6	
	ME	0,404							
P08	MD	0,631			65	5.38	28.8	4.4	
	ME	0,628							
P09	MD	0,376		71	4.6	28.8	4.8		
	ME	0,322							
P10	MD	0,335		78	5.25	29.4	5.4		
	ME	0,440							
P11	MD	Baixo		4ª	0,582	86	5.61	28.7	6.42
	ME				0,515				
P12	MD		0,271		92	5.75	28.82	6.45	
	ME		0,594						
P13	MD		0,267		100	5.77	29.3	5.85	
	ME		0,457						
P14	MD		0,204	107	5.61	29	6.18		
	ME		0,297						

\*Definição dos compartimentos e da ordem dos trechos do Rio Cauamé segundo Oliveira e Carvalho (2014).

Dentre as as variáveis físico-químicas aferidas, seus valores variaram de seguinte maneira: pH entre 4,6 e 6,55; OD entre 4,4 mg/L e 6,45 mg/L; Temperatura da água entre 26,6 °C e 29,5 °C (Tabela II). O menor valor de pH foi encontrado no ponto 9 e o maior valor no ponto 6, ambos correspondentes ao Médio Cauamé. Para o OD, os menores valores foram encontrados nos pontos 5 (Alto Cauamé), 6 e 8 (Médio Cauamé) e o maior no ponto 12 (Baixo Cauamé). E para a temperatura da água, o menor valor foi encontrado no ponto 6 (Médio Cauamé) e o maior valor foi encontrado no ponto 2 (Alto Cauamé) (Tabela II).

### 5.3.2 CARACTERIZAÇÃO DA RIQUEZA E ABUNDÂNCIA DA FAUNA DE ELMIDAE

A Tabela III apresenta de maneira prática e de fácil visualização a variação da riqueza e abundância das espécies de Elmidae entre os pontos de coleta. Para isso, foi utilizada escala de calor onde as cores mais escuras simbolizam maior abundância das espécies (conforme a escala da tabela). A Planilha completa para os dados de riqueza e abundância das espécies de Elmidae coletadas no Rio Cauamé podem ser verificadas na Tabela IV.

Ao todo foram coletados 20.741 espécimes da família Elmidae divididos em 13 gêneros e 29 espécies (Tabela IV). Os gêneros e espécies de Elmidae encontrados e suas respectivas abundâncias totais foram: *Cylloepus olenus* Hinton, 1945 (1.962 espécimes), *Elachistelmis tetramera* Maier, 2012 (200 espécimes), *Elachistelmis* sp1 (3.181 espécimes), *Elachistelmis* sp2 (331 espécimes), *Gyrelmis obesa* Hinton, 1940 (2 espécimes), *Hexacylloepus maierae* Polizei, Barclay e Bispo, 2020 (1.920 espécimes), *Hexacylloepus ubirajarai* Polizei, Barclay e Bispo, 2020 (14 espécimes), *Hexacylloepus* sp1 (1 espécimes), *Hintonelmis anamariae* Fernandes, Passos e Hamada, 2010 (96 espécimes), *Hintonelmis perfectus* (Grouvelle, 1.908) (43 espécimes), *H.* sp1 (413 espécimes), *Macrelmis thorpei* Hinton, 1946 (1 espécime), *Microcylloepus dolon* Hinton, 1945 (828 espécimes), *Neoelmis fossa* Hinton, 1940 (4.084 espécimes), *Neoelmis limosa* Grouvelle, (1.908) (561 espécimes), *Neoelmis maculata* Hinton, 1940 (344 espécimes), *Neoelmis marmorata* Hinton, 1940 (631 espécimes), *Neoelmis opis* Hinton, 1972 (551 espécimes), *Neoelmis thyas* Hinton, 1972 (107 espécimes), *Neoelmis* sp1 (4.316 espécimes), *Neelmis* sp2 (1 espécime), *Neolimnius palpalis* Hinton, 1939 (38 espécimes), *Pagelmis amazonica* Spangler, 1981 (3 espécimes), *Pilielmis abdera* Hinton, 1971 (118 espécimes), *Pilielmis* sp1 (13 espécimes), *Stegoelmis geayi* Spangles, 1990 (163 espécimes), *Stenhelmoides beebeyi* Spangler e Perkins, 1989 (330 espécimes), *Stenhelmoides grouvellei* (Pic, 1923) (474 espécimes), *Stenhelmoides* sp1 (15 espécimes) (Tabela IV, Figura IV).



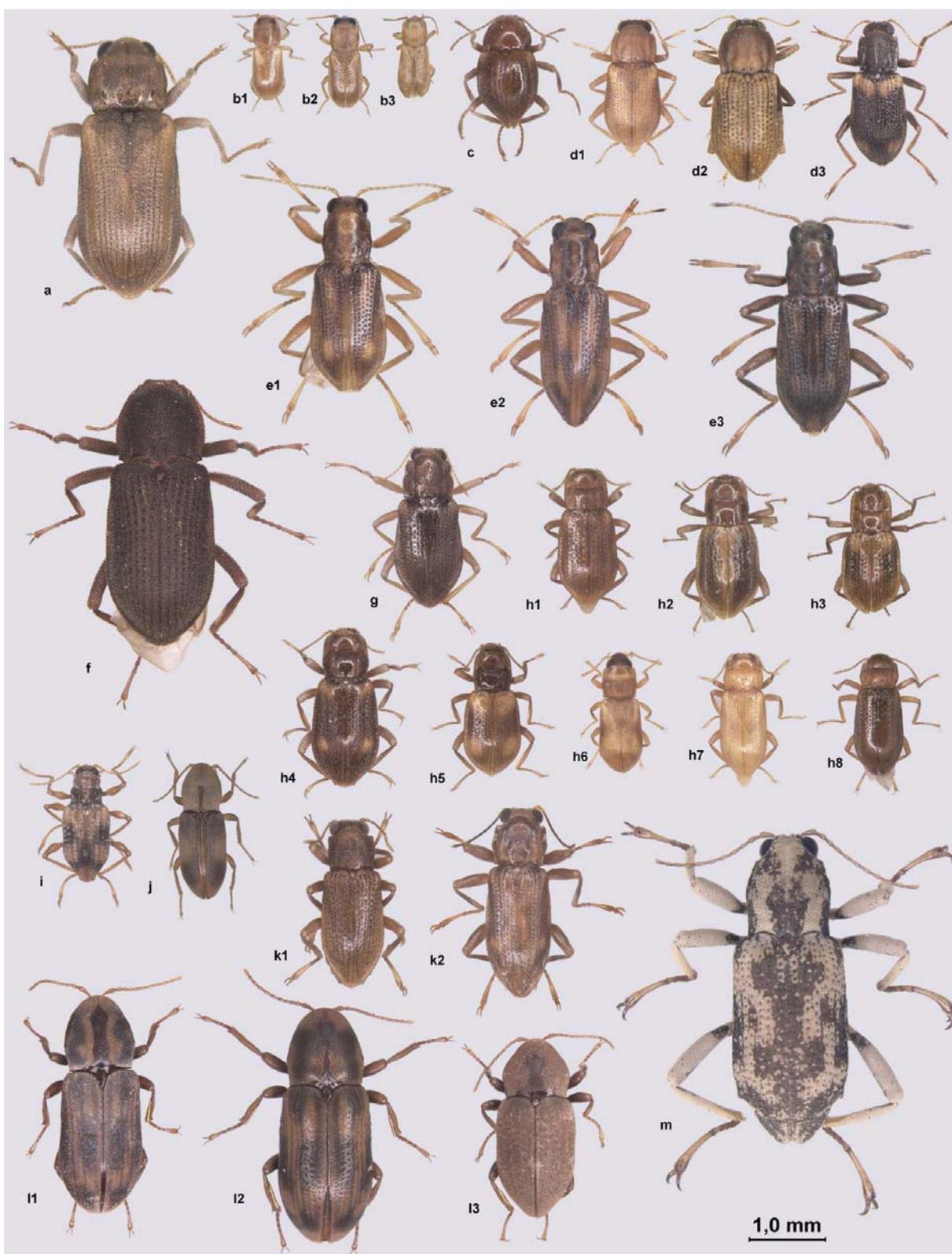


Figura IV- Fauna de Elmidae amostrada no Rio Cauamé. a) *Cylloepus olenus*; b1) *Elachistelmis tetramera*; b2) *E. sp1*; b3) *E. sp2*; c) *Gyrelmis obesa*; d1) *Hexacylloepus maierai*; d2) *H. ubirajarai*; d3) *H. sp1*; e1) *Hintonelmis anamariae*; e2) *H. perfecta*; e3) *H. sp1*; f) *Macrelmis thorpei*; g) *Microcylloepus dolon*; h1) *Neoelmis fossa*; h2) *N. limosa*; h3) *N. maculata*; h4) *N. mamorata*; h5) *N. opis*; h6) *N. thyas*; h7) *N. sp1*; h8) *N. sp2*; i) *Neolimnius palpalis*; j) *Pagelmis amazônica*; k1) *Pilielmis abdera*, k2) *P. sp1*; l1) *Stenhelmoides beebei*; l2) *S. grouvellei*; l3) *S. sp1*; m) *Stegoelmis gayi*. Todos os espécimes estão em proporção à barra de escala. Prancha em alta resolução para visualização em detalhe e disponível em:

[https://drive.google.com/file/d/17VOBeyMt66FainTTWaoe8SJVK3XabPTs/view?usp=drive\\_link](https://drive.google.com/file/d/17VOBeyMt66FainTTWaoe8SJVK3XabPTs/view?usp=drive_link)

Tabela IV- Valores totais de riqueza e abundância de gêneros e espécies encontrados em cada um dos tratamentos amostrais no Rio Cauamé.

Gênero	Espécie	Alto Cauamé														Médio Cauamé														Baixo Cauamé														Total
		P01		P02		P03		P04		P05		P06		P07		P08		P09		P10		P11		P12		P13		P14																
		MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME	MD	ME															
<i>Cylloepus</i>	<i>C. otenus</i>	6	0	12	1	21	9	839	0	4	11	613	0	6	11	0	0	73	13	15	0	18	18	13	2	230	18	6	23	1962														
<i>Elachistelmis</i>	<i>E. tetramera</i>	0	0	3	0	1	0	0	0	0	3	4	0	0	0	0	0	8	2	0	0	6	21	3	0	132	6	0	11	200														
	<i>E. sp1</i>	0	0	0	0	0	0	13	0	0	0	15	8	68	4	0	0	66	25	6	4	20	79	12	27	2635	20	35	144	3181														
	<i>E. sp2</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	3	0	20	0	0	21	18	0	0	0	12	0	3	218	0	4	32	331														
<i>Gyrelmis</i>	<i>G. obesa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2														
<i>Hexacylloepus</i>	<i>H. maierae</i>	36	7	124	0	42	49	325	2	2	3	237	25	112	44	16	25	0	34	24	45	11	20	6	25	417	32	5	252	1920														
	<i>H. ubirajarai</i>	8	1	3	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	14	1935													
	<i>H. sp1</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1													
<i>Hintonelmis</i>	<i>H. anamariae</i>	4	0	5	0	5	3	22	0	0	0	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0	0	30	96													
	<i>H. perfectus</i>	0	0	1	0	1	2	2	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	22	0	0	12	43													
	<i>H. sp1</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	6	2	1	182	39	0	182	413														
<i>Macrelmis</i>	<i>M. thorpei</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1													
<i>Microcyllloepus</i>	<i>M. dtolon</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	10	7	44	18	3	1	44	28	3	0	3	25	0	0	562	28	3	48	828														
<i>Neaelmis</i>	<i>N. fossa</i>	13	6	318	11	72	62	442	3	2	1	1430	14	148	21	13	1	76	49	6	5	28	131	14	135	612	30	11	430	4084														
	<i>N. limosa</i>	27	0	7	1	63	18	25	0	0	0	65	2	21	2	0	0	22	10	2	0	6	74	2	0	148	16	6	44	561														
	<i>N. maculata</i>	0	0	0	0	23	12	46	0	0	0	15	2	3	0	0	0	0	0	0	4	2	28	12	22	150	6	7	12	344														
	<i>N. mamorata</i>	0	0	4	0	22	8	18	0	1	1	72	6	12	3	0	2	20	6	9	15	12	55	0	112	213	16	12	12	631														
	<i>N. opis</i>	0	0	7	0	0	0	26	0	0	0	112	0	15	0	0	4	8	5	6	3	2	24	0	33	245	11	9	41	551														
	<i>N. thyas</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	10	18	2	7	4	0	0	0	0	6	39	2	1	0	10	0	6	107														
	<i>N. sp1</i>	1	0	0	0	31	9	8	0	0	0	242	12	65	2	6	4	66	22	52	4	20	188	10	312	3012	68	0	182	4316														
	<i>N. sp2</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1													
	<i>Neolimnitis</i>	<i>N. palpalis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	1	32	0	0	2	0	0	1	38													
	<i>Pageimlis</i>	<i>P. amazonica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3													
<i>Pitelmis</i>	<i>P. abdera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	4	109	2	0	0	118														
	<i>P. sp1</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	5	0	0	0	2	1	0	0	2	1	0	0	0	0	1	0	0	3	13													
	<i>Stegoelmis</i>	4	2	18	5	12	6	46	0	0	0	53	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	7	1	0	1	0	0	7	163														
<i>Stenhelmoidea</i>	<i>S. beebei</i>	0	0	38	1	11	24	17	0	1	0	37	0	0	6	0	0	6	17	0	0	0	21	0	0	102	11	0	38	330														
	<i>S. grouvellei</i>	1	0	0	0	3	7	201	0	2	0	151	1	0	0	1	0	3	0	0	0	0	10	3	1	44	0	0	46	474														
	<i>S. sp1</i>	0	0	0	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	6	2	0	0	15														
<b>Abundância</b>		100	16	542	19	311	210	2030	5	13	16	3084	92	539	113	46	41	415	231	126	80	136	790	86	679	9052	315	98	1556	20741														
		116	561	521	2035	29	3176	652	87	646	206	926	765	9367	1654	20741																												
<b>Riqueza</b>		9	4	14	7	15	13	14	6	7	4	20	14	15	10	6	7	13	14	11	7	15	18	15	14	22	16	13	21	29														
		9	14	15	14	7	21	16	8	15	12	18	18	23	21																													

As espécies *Gyrelmis obesa*, *Hexacylloepus* sp1, *Macrelmis thorpei* *Neoelmis* sp2, *Pagelmis amazonica*, tiveram menos de cinco espécimes coletados e ocorrência em apenas um ou dois pontos de coleta, e foram consideradas raras ou ineficientemente amostradas pelo método de coleta empregado. Já as espécies *Cylloepus olenus*, *Elachistelmis* sp1, *Hexacylloepus maierae*, *Neoelmis fossa* e *Neoelmis* sp1, tiveram mais de mil espécimes coletados e ocorrência em mais de 10 dos pontos de coleta, e foram consideradas espécies comuns e de ampla distribuição na calha do Rio Cauamé (potencialmente dominantes) (Tabelas III e IV).

As curvas de rarefação para os estimadores de riqueza (Figura V) sugerem que o total de 29 espécies encontradas em nossa amostragem representa a maior parte da riqueza local. Para o estimador Jackknife de 1ª ordem, a estimativa foi de 32,70 espécies e para o estimador Bootstrap foi de 30,72 espécies (Figura V).

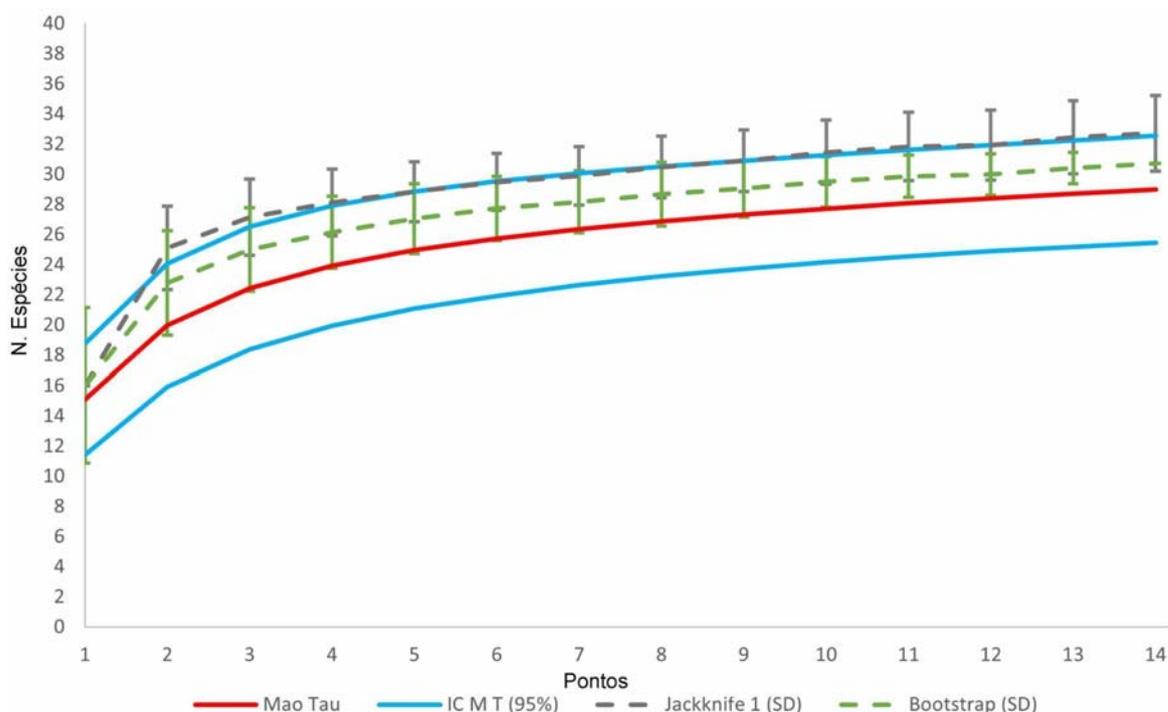


Figura V- Gráfico de rarefação para curva de acumulação de espécies pelo método Mao Tau e diferentes estimadores de riqueza (Jackknife 1ª Ordem, Bootstrap) baseadas nas espécies de Elmidae encontradas por pontos amostrados ao longo do Rio Cauamé. IC M T = intervalo de confiança (95%) para a curva de Mao Tau.

Os gráficos de intervalos da Análise de Variância bifatorial (Figura VI) ilustram a variação da riqueza e da abundância de Elmidae ao longo dos compartimentos (fator 1) e das margens (fator 2) do Rio Cauamé. Apesar da grande variância observada na distribuição dos pontos no gráfico, é possível observar que, de modo geral, há um aumento da riqueza e da abundância média do Alto para o Médio e do Médio para o Baixo Cauamé. Além disso, a

margem direita apresentou abundância e riqueza média mais elevada que a margem esquerda, exceto para o compartimento baixo do Rio Cauamé (Figuras VI; VII; Tabela IV).

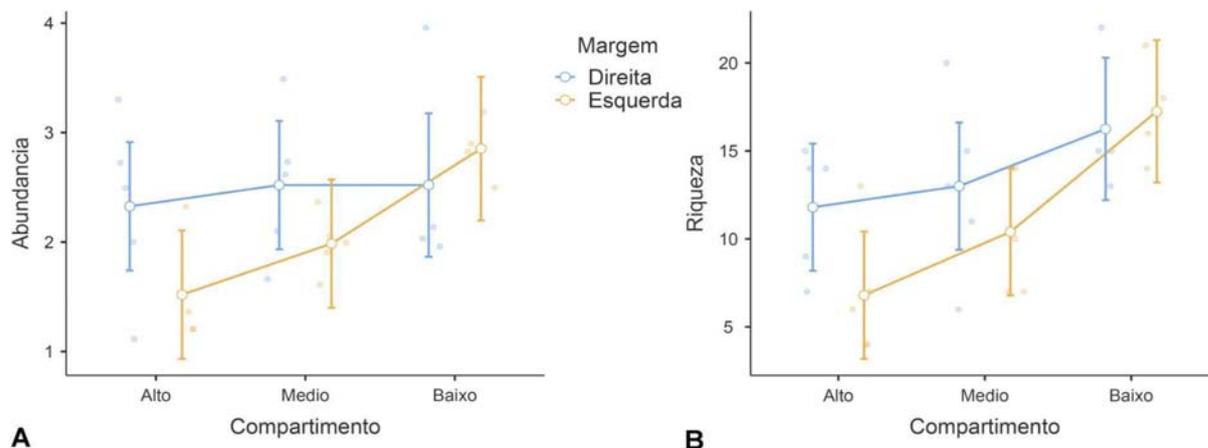


Figura VI- Gráfico de intervalos da Análise de Variância bifatorial para abundância (A) e riqueza (B) da fauna de Elmidae entre as margens e os diferentes compartimentos do Rio Cauamé.

Tabela V- Resultados da Análise de Variância para as relações entre a variação longitudinal (compartimentos do rio) e transversal (margens do rio) para a Riqueza e abundância da fauna de Elmidae. Somente as interações com valores significativos ( $p < 0,05$ ) para o Teste de Tukey foram listadas.

Riqueza					
	Soma de Quadrados	gl	Quadrado médio	F	p
<b>Modelo Global</b>	325,6	5	6,,1	4,39	0,006
Margem	33,5	1	33,5	2,21	0,152
Compartimento	252,0	2	126,0	8,29	0,002
Margem/Compartimento	40,1	2	20,1	1,32	0,287
Resíduos	334,3	22	15,2		
<b>Interações</b>	Diferença média	Erro padrão	gl	t	p(tukey)
Alto/Baixo	-7,45	1,85	22,0	-4,03	0,002
Médio/Baixo	-5,05	1,85	22,0	-2,73	0,031
Esquerda-Alto/ Esquerda-Baixo	9,450	2,61	22,0	3,61	0,017
Esquerda-Mérdo/ Esquerda-Baixo	-10,450	2,61	22,0	-3,99	0,007
Abundância					
	Soma de Quadrados	gl	Quadrado médio	F	p
<b>Modelo Global</b>	4,911	5	0,982	2,58	0,055
Margem	0,784	1	0,784	1,96	0,175
Compartimento	2,595	2	1,298	3,25	0,058
Margem/Compartimento	1,532	2	0,766	1,92	0,171
Resíduos	8,785	22	0,399		
<b>Interações</b>	Diferença média	Erro padrão	gl	t	p(tukey)
Alto/Baixo	-0,764	0,300	22,0	-2,55	0,046

A Análise de Variância bifatorial mostrou que essa tendência é estatisticamente significativa para a riqueza ( $p= 0,002$ ,  $f= 4,39$ ), mas não para a abundância ( $p= 0,058$ ,  $F= 3,25$ ) (Tabela V). Já para a comparação entre as margens, a variação observada não foi significativa nem para a riqueza ( $p=0,152$ ,  $F= 2,21$ ) e nem para a abundância ( $p= 0.175$ ,  $F= 1,96$ ) (Tabela V). O Teste de Tukey mostrou interações significativas para a variação da riqueza entre as relações Alto / Baixo ( $p= 0,002$ ,  $t= -4.03$ ), Médio / Baixo ( $p= 0,031$ ,  $t= -2.73$ ), Esquerda-Alto / Esquerda-Baixo ( $p= 0,017$ ,  $t= 3,61$ ) e Esquerda-Médio/Esquerda-Baixo ( $p= 0,007$ ,  $t= -3,99$ ). Para a abundância, a única interação significativa foi Alto/Baixo ( $p= 0,046$ ,  $t= -2,55$ ) (Tabela V).

Os Gráficos de Coordenadas Paralelas (Figura VII) com escala de calor permitem visualizar de maneira prática as diferentes interações entre os valores médios da riqueza e da abundância da fauna de Elmidae entre os compartimentos, os pontos de coleta e as margens do rio. A escala de calor chama atenção para o ponto 5 (com os menores valores médios para riqueza e abundância) e para o ponto 13 (com os maiores valores médios para riqueza e abundância). Analisando os gráficos, é possível perceber que as médias de riqueza e a abundância vão aumentando com o gradiente longitudinal do rio, como corroborado pela Análise de Variância bifatorial (Tabela V). Também é possível notar que, em alguns pontos, há forte congruência para os valores de riqueza e abundância, tanto para valores maiores (e.g. ponto 13), medianos (e.g. ponto 10) e menores (e.g. ponto 1) (Figura VII).

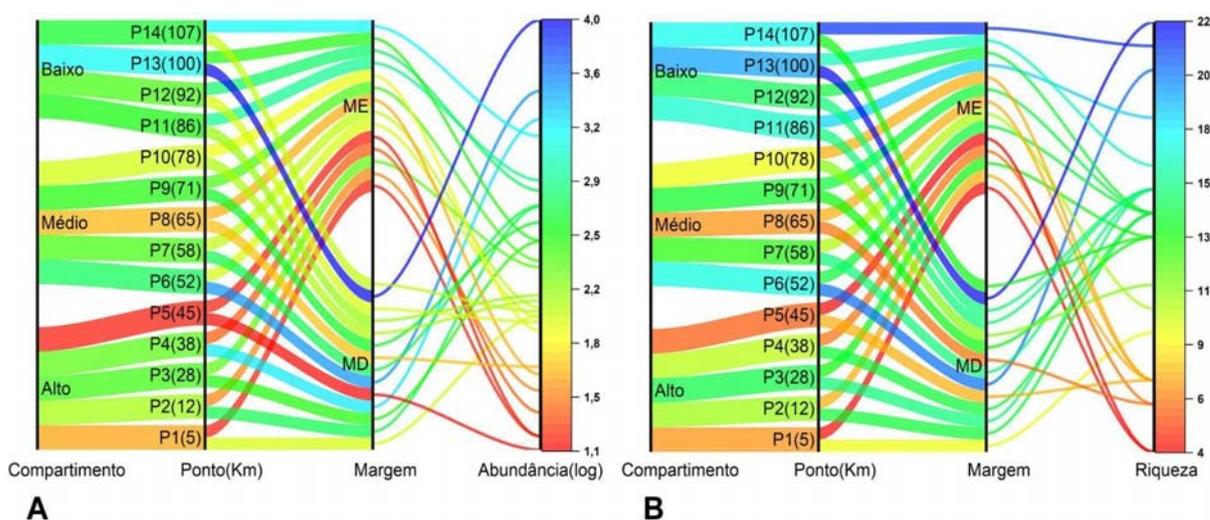


Figura VII- Gráfico de Coordenadas Paralelas com escala de calor para os valores médios de abundância (A) e riqueza (B) entre todos os tratamentos amostrais. MD= margem direita, ME= margem esquerda.

### 5.3.3 RELAÇÕES DE SIMILARIDADE DAS ESPÉCIES DE ELMIDAE ENTRE AS AMOSTRAS

A partir das matrizes de similaridades geradas para os índices de Jaccard e Bray-Curtis, foram feitos dendrogramas de agrupamento pelo método UPGMA para se visualizar as relações de similaridade entre todas as amostras (pontos divididos em margem esquerda e direita) (Figura VIII) e entre todos os pontos (abundâncias das margens somadas) (Figura IX). Os dendrogramas baseados no índice de Jaccard, que não leva em consideração a abundância das espécies, mostram uma forte tendência de agrupamento entre as amostras e pontos pelos compartimentos que eles ocupam no rio (Figuras VIII A, IX A). Já nos dendrogramas baseados no índice de Bray-Curtis, que consideram a diferença da abundância das espécies entre os pontos e as amostras, esses agrupamentos por compartimentos aparecem menos definidos, tanto para o dendrograma comparando as amostras, quanto no dendrograma comparando os pontos de coleta.

Essas observações refletem os resultados da Análise de Variância (Tabela V), mostrando que alta variação da abundância entre os pontos de coleta não está significativamente relacionada ao compartimento ao qual elas pertencem (Tabela V). Em contrapartida, a variação na riqueza se mostrou bastante relacionada aos compartimentos (Tabela V), o que contribuiu para as conformações observadas nos dendrogramas de similaridade obtidos pelo índice de Jaccard (Figuras VIII-A; IX-A).

As diferenças no cálculo dos dois índices de similaridade adotados resultaram em grandes diferenças para a relação de similaridade entre alguns dos pontos de coleta. O ponto 1, por exemplo, aparece agrupado com outros pontos do Alto Cauamé nos dendrogramas baseados no índice de Jaccard (Figuras VIII-A; IX-A), em função da alta congruência de fauna entre eles. Já para os dendrogramas baseados no índice de Bray-Curtis (Figuras VIII-B; IX-B), o ponto 1 aparece agrupado com os pontos 5 (Alto Cauamé), 8 (Médio Cauamé) e 10 (Médio Cauamé) em função dos menores valores de abundância terem sido encontrados exatamente nesses pontos. O contraste entre os resultados desses dois índices deixa claro a diferente relação de dominância de valores de riqueza (índice de Jaccard) e abundância (índice de Bray-Curtis) para cada um deles. Portanto, seu uso conjunto não é redundante e parece adequado para as análises envolvendo similaridade em nosso estudo. Vale ressaltar que para muitos agrupamentos formados, os valores de Bootstrap ficaram abaixo de 50, indicando pouca confiabilidade na exatidão de alguns dos arranjos obtidos.

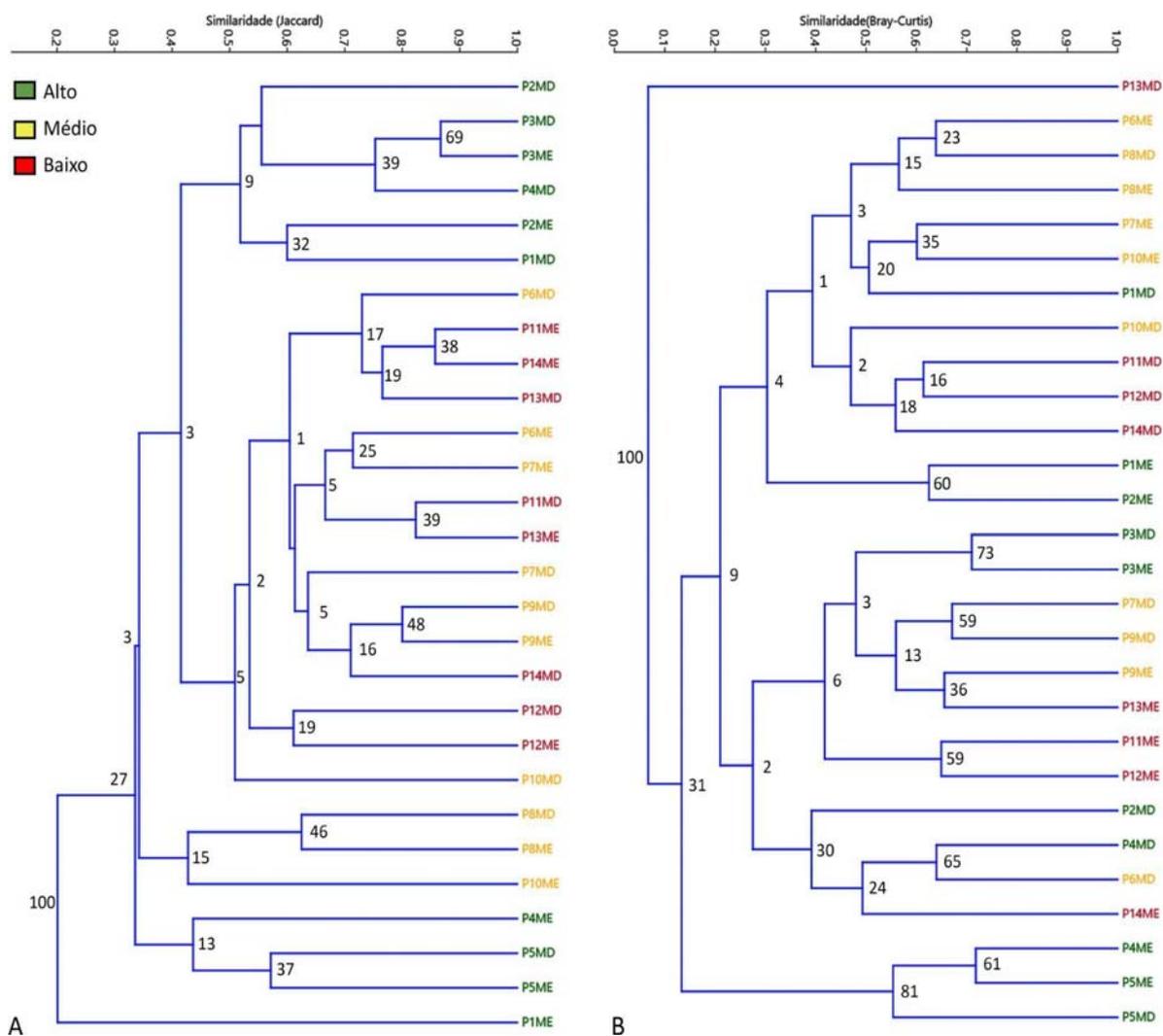


Figura VIII. Dendrogramas de agrupamento (UPGMA) baseados em matrizes de similaridade de Jaccard (A) e Bray-Curtis (B) para os pontos de coleta amostrados divididos em margem esquerda (ME) e margem direita (MD). Valores de bootstrap (10.000 repetições) representados na base dos agrupamentos.

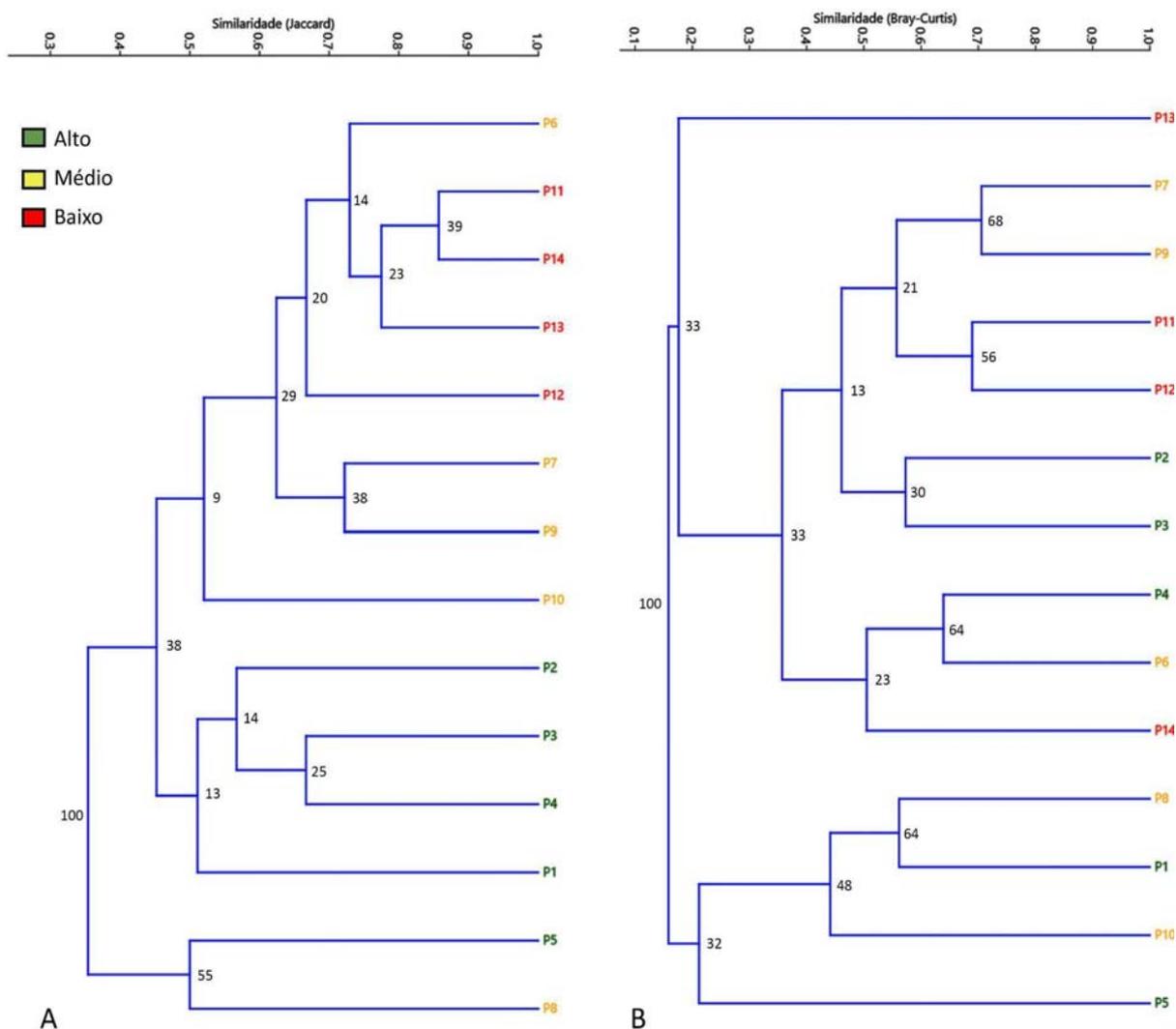


Figura IX. Dendrogramas de agrupamento (UPGMA) baseados em matrizes de similaridade de Jaccard (A) e Bray-Curtis (B) para os pontos de coleta amostrados. Valores de bootstrap (10.000 repetições) representados na base dos agrupamentos.

#### 5.3.4 EFEITO DO GRADIENTE LONGITUDINAL E DA VARIAÇÃO DA INTEGRIDADE AMBIENTAL E FÍSICO-QUÍMICA SOBRE A COMPOSIÇÃO, RIQUEZA E ABUNDÂNCIA DA FAUNA DE ELMIDAE.

A Análise de Correspondência Canônica (CCA) permitiu testar (Tabela VI) e visualizar (Figura X) a influência das variáveis físico-químicas (OD, pH, T.ag) e da integridade do habitat (IIA) sobre o agrupamento dos pontos de coleta e sobre a ocorrência dos sete gêneros (*Cylooepeus*, *Elachistelmis*, *Hexacylooepeus*, *Hintonelmis*, *Neoelmis*, *Stenelmoides* e *Stegoelmis*) considerados predominantes (que ocorreram em ao menos 10 dos 14 pontos de coleta) nas amostras do Rio Cauamé. Os eixos 1 (75,6%) e 2 (22,1%) explicaram juntos 97,7% da variância observada e o modelo geral incluindo todas essas variáveis foi estatisticamente significativo ( $p=0,037$ ) (Tabela VI).

O gráfico da Figura X representa os dois primeiros eixos da CCA, e nele possível é distinguir os agrupamentos entre os pontos de coleta de acordo com seus compartimentos do rio. O resultado reforça aqueles obtidos pela Análise de Variância (Tabela V) e observados nos dendrogramas de similaridade (Figuras VIII e IX), sugerindo que os pontos em cada compartimento compartilham características ambientais peculiares. Os pontos do Alto Cauamé estão agrupados principalmente pelos valores mais elevados de pH e do IIA, os do Médio Cauamé pelos valores do IIA, T.ag e PH e os do Baixo Cauamé pelos valores de OD e T.ag.

Tabela VI - Resultado da Análise de Correspondência Canônica (CCA) para a matriz de composição dos gêneros de Elmidae com mais de 10 ocorrências e os valores para a matriz de variáveis físico-químicas da água medidos nos pontos de coleta: pH, Índice de Integridade Ambiental (IIA), oxigênio dissolvido (OD), temperatura da água (T.ag). Cores indicam o compartimento do rio ao qual cada ponto pertence.

	Eixo 1	Eixo 2	p
Autovalor	0,462	0,135	0,037
Variância explicada	0,756	0,221	
Variância acumulada	0,271	0,079	
Temperatura da água	-0,443	0,547	
IIA	-0,222	0,316	
Oxigênio dissolvido	0,468	-0,510	
pH	0,633	0,145	

Da mesma forma, alguns dos gêneros de Elmidae parecem apresentar sua ocorrência intimamente relacionada a determinadas características do ambiente. A presença do gênero *Elachistelmis* estaria principalmente relacionada aos valores mais altos de T.ag, dos gêneros *Cylloepus* e *Hexacylloepus* aos valores do IIA, do gênero *Hintonelmis* aos valores de OD e do gênero *Stegoelmis* aos valores de pH.

Análises de regressão linear foram realizadas para se testar os efeitos independentes de cada uma das variáveis (Distância da nascente, IIA, OD, pH, T.ag) sobre a riqueza de espécies, a abundância e a composição da fauna de Elmidae ao longo do Rio Cauamé. Como medida de composição, foram utilizados os valores do eixo 1 da Análise de Correspondência Destendenciada (DCA) que explicou sozinho 43,6% da variação observada (Tabela VII).

Análises de regressão linear foram realizadas para se testar os efeitos independentes de cada uma das variáveis (Dist, IIA, OD, pH, T.ag) sobre a riqueza de espécies, a abundância e a composição da fauna de Elmidae ao longo do Rio Cauamé. Como medida de composição, foram utilizados os valores do eixo 1 da Análise de Correspondência Destendenciada (DCA) que explicou sozinho 43,6% da variação observada (Tabela VII).

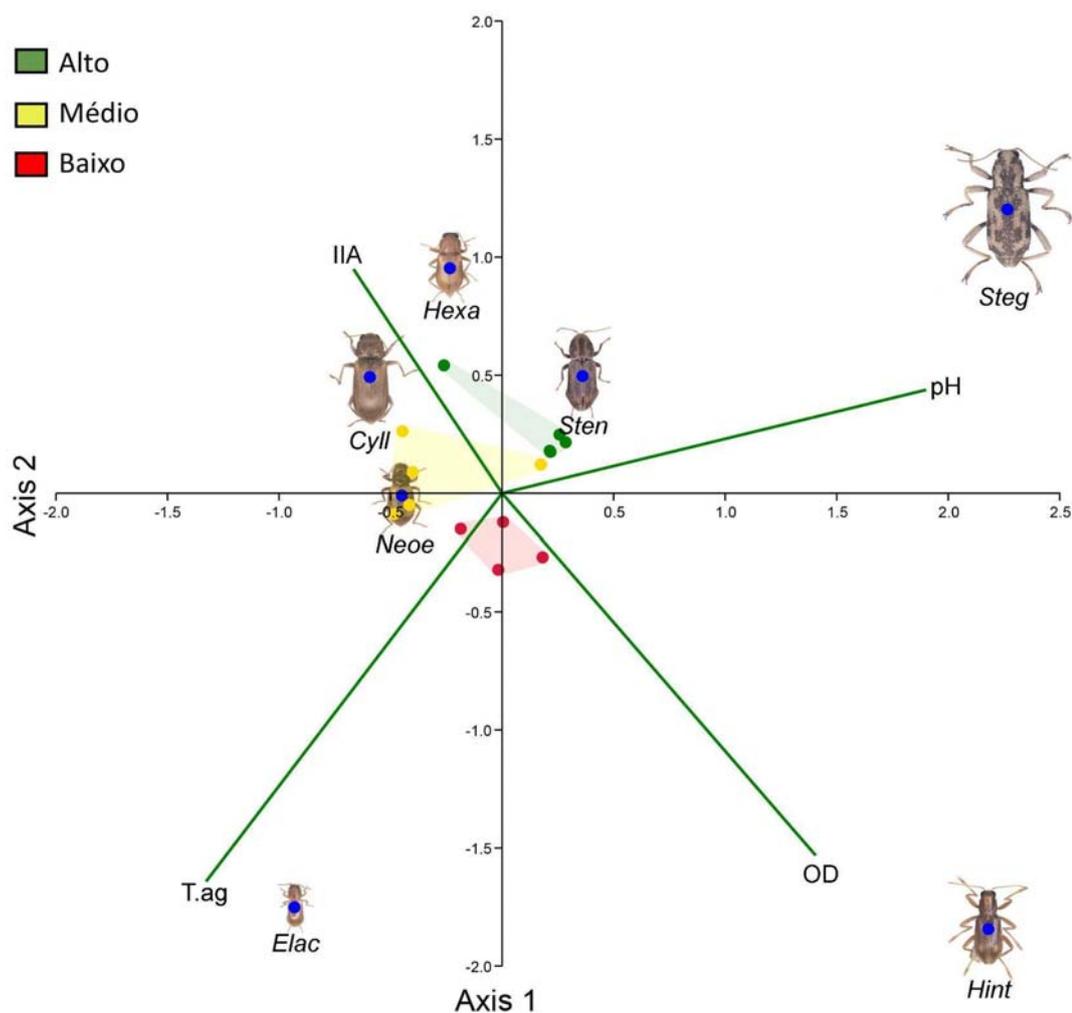


Figura X - Gráficos do tipo biplot dos eixos 1 e 2 da análise de correspondência canônica (CCA) para a matriz de variáveis físico-químicas pH, Índice de Integridade Ambiental (IIA), oxigênio dissolvido (OD), temperatura da água (T.ag) e para a matriz de composição de gêneros. Cores indicam o compartimento do rio ao qual cada ponto pertence. Áreas coloridas indicam o agrupamento entre pontos pertencentes ao mesmo compartimento.

Tabela VII - Resultado da Análise de Correspondência (DCA) (autovalores e escores dos dois primeiros eixos) para a composição de espécies da fauna de Elmidae entre os pontos de coleta.

Autovalor	0,436	0,041			
Pontos	Eixo 1	Eixo 2	Pontos	Eixo 1	Eixo 2
P1	152	145	P8	95	103
P2	159	28	P9	68	23
P3	121	60	P10	68	73
P4	213	7	P11	50	43
P5	206	5	P12	37	22
P6	165	0	P13	0	33
P7	76	58	P14	78	24

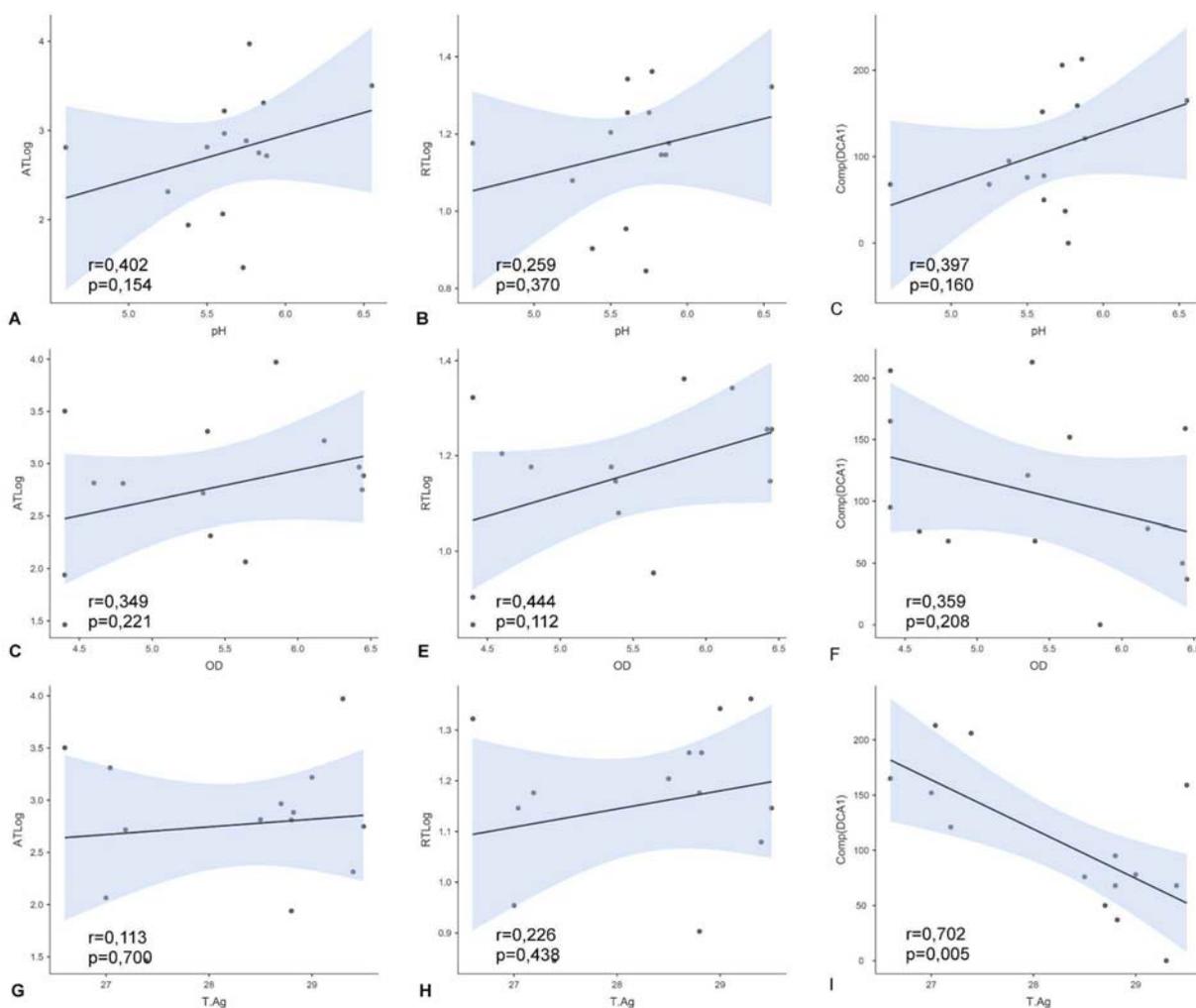


Figura XI - Gráficos de dispersão com linha de regressão linear ajustada mostrando a relação da abundância total (ATLog) com as variáveis físico-químicas da água nos entre as margens (esquerda e direita) do rio em cada ponto e o gradiente longitudinal do rio (aumento da distância para a nascente). A) índice de similaridade de Jaccard; B) índice de similaridade de Jaccard com decomposição das regressões para cada compartimento do rio (Comp.); C) índice de similaridade de Bray-Curtis; D) índice de similaridade de Bray-Curtis com decomposição das regressões para cada compartimento do rio.

Os resultados das análises de regressão para as variáveis físico-químicas (Figura XI) mostraram valores significativos apenas para a relação (positiva) entre a composição da fauna e os valores de temperatura da água ( $p = 0,005$ ,  $r = 0,702$ ) (Figura XI-I). portanto, quanto maior a temperatura da água, menores os valores dos escores do eixo 1 da DCA. O pH apresentou correlação positiva, porém não significativa com a abundância ( $p = 0,154$ ,  $r = 0,402$ ) (Figura XI-A), riqueza ( $p = 0,370$ ,  $r = 0,259$ ) (Figura XI-B) e composição ( $p = 0,160$ ,  $r = 0,397$ ) (Figura XI-C). E o teor de oxigênio dissolvido apresentou correlação positiva porém não significativa com a abundância ( $p = 0,221$ ,  $r = 0,349$ ) (Figura XI-D), riqueza ( $p = 0,112$ ,  $r = 0,444$ ) (Figura XI-E) e negativa com a composição ( $p = 0,208$ ,  $r = 0,359$ ) (Figura XI-F).

Para a distância da nascente, apenas os valores de composição mostraram relação (negativa) estatisticamente significativa ( $p = 0,002$ ,  $r = 0,760$ ) (Figura XII-C). A Abundância

( $p=0,154$ ,  $r= 0,402$ ) (Figura XII-A) e a riqueza ( $p= 0,055$ ,  $r= 0,524$ ) (Figura XII-B) apresentaram relação positiva com a distância, porém não significativa.

Nenhuma das variáveis dependentes (abundância, riqueza, composição) apresentou correlação significativa com a variação da integridade ambiental (IIA) (Figura XII-D, E, F). Também não houve correlação significativa entre a relação da distância da nascente e os valores do IIA ( $p= 0,369$ ,  $r= 0,369$ ) Figura XII-G). E por fim, a abundância e a riqueza das espécies de Elmidae se mostrou altamente correlacionada ( $p<0,001$ ,  $r= 0,927$ ) (Figura XII-I).

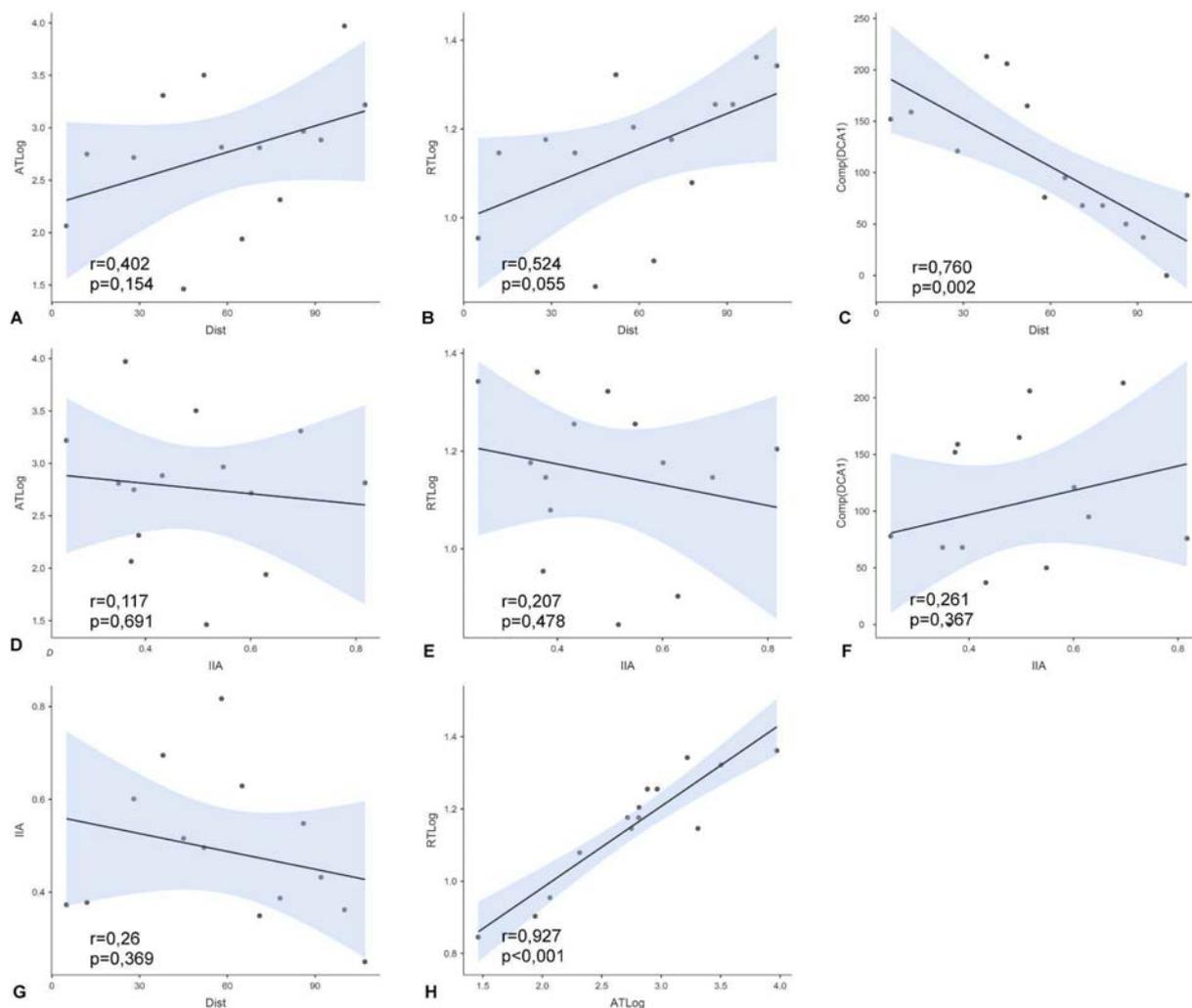


Figura XII - Gráficos de dispersão com linha de regressão linear ajustada mostrando a relação da dissimilaridade entre as margens (esquerda e direita) do rio em cada ponto e o gradiente longitudinal do rio (aumento da distância para a nascente). A) índice de similaridade de Jaccard; B) índice de similaridade de Jaccard com decomposição das regressões para cada compartimento do rio (Comp.); C) índice de similaridade de Bray-Curtis; D) índice de similaridade de Bray-Curtis com decomposição das regressões para cada compartimento do rio.

A análise de regressão linear múltipla resultou em um modelo com valores robustos para a composição de espécies de Elmidae ao longo do Rio Cauamé ( $p<0,001$ ,  $F= 13$ ,  $R^2$  Ajustado= 0,735) (Tabela VIII). O modelo selecionado inclui as seguintes variáveis com seus devidos valores de significância obtidos pelo Teste de Tukey: distância da nascente ( $p= 0,004$ ,

t= -1,87), temperatura da água (p=0,044, t= 3,68 e teor de oxigênio dissolvido (p= 0,023, t= -2,68) (Tabela VIII). Não houveram modelos com poder de explicação significativo para as variáveis dependentes abundância e riqueza.

Tabela VIII - Resultado do modelo de regressão linear múltipla obtido para as medidas de composição de espécies de Elmidae (escores do Eixo 1 da DCA) obtidas nos pontos de coleta. As variáveis do modelo foram selecionadas pelo método *stepwise*+AIC.

Medidas de Ajustamento do Modelo								
Modelo	R	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Ajustado	AIC	F	gl1	gl2	p
1	0,892	0,796	0,735	129	13	3	10	<,001
Coeficientes do Modelo								
Preditor	Estimativas	Erro-padrão	t	p				
Intercepto	-338,71	181,48	-1,87	0,092				
Dist	0,764	0,207	3,68	0,004				
T.Ag	16,336	7,107	2,30	0,044				
OD	-20,765	7,758	-2,68	0,023				
Equação	$\hat{Y} = -338.718 + 0.764 X1 + 16.336 X2 - 20.765 X3$							

### 5.3.5 EFEITO DO DECAIMENTO DA SIMILARIDADE/DISSIMILARIDADE PELA DISTÂNCIA E DA HOMOGENEIZAÇÃO PELA DIMINUIÇÃO DA INTEGRIDADE AMBIENTAL

As análises de regressão indicaram uma correlação (negativa) estatisticamente significativa para o efeito do decaimento da similaridade pela distância (p= 0,002, r= 0,32) para os valores do índice de similaridade de Jaccard (Figura XIII-A). No entanto, através da decomposição das plotagens do gráfico por suas diferentes categorias de relações entre os compartimentos dos rios (Figura XIII-B), foi possível visualizar que as comparações entre Médio-Médio, Médio-Baixo e Baixo-Baixo apresentaram correlação positiva entre a similaridade e o aumento da distância. Enquanto que as comparações entre Alto-Alto, Alto-Médio e Alto-Baixo mostraram correlação negativa entre a similaridade e o aumento da distância.

Já para o índice de similaridade de Bray-Curtis, o efeito do decaimento da similaridade pela distância não foi detectado (p=0,468, r= 0,071) (Figura XIII-C). O gráfico das regressões decompostas (Figura XIII-D) mostrou haver correlações bem menos acentuadas (ângulo de inclinação das retas) se comparadas às das relações encontradas para o índice de Bray-Curtis. Ainda assim, é possível distinguir correlação positiva entre Alto-Médio e Baixo-Baixo e negativa entre Alto-Alto e Médio-Médio.

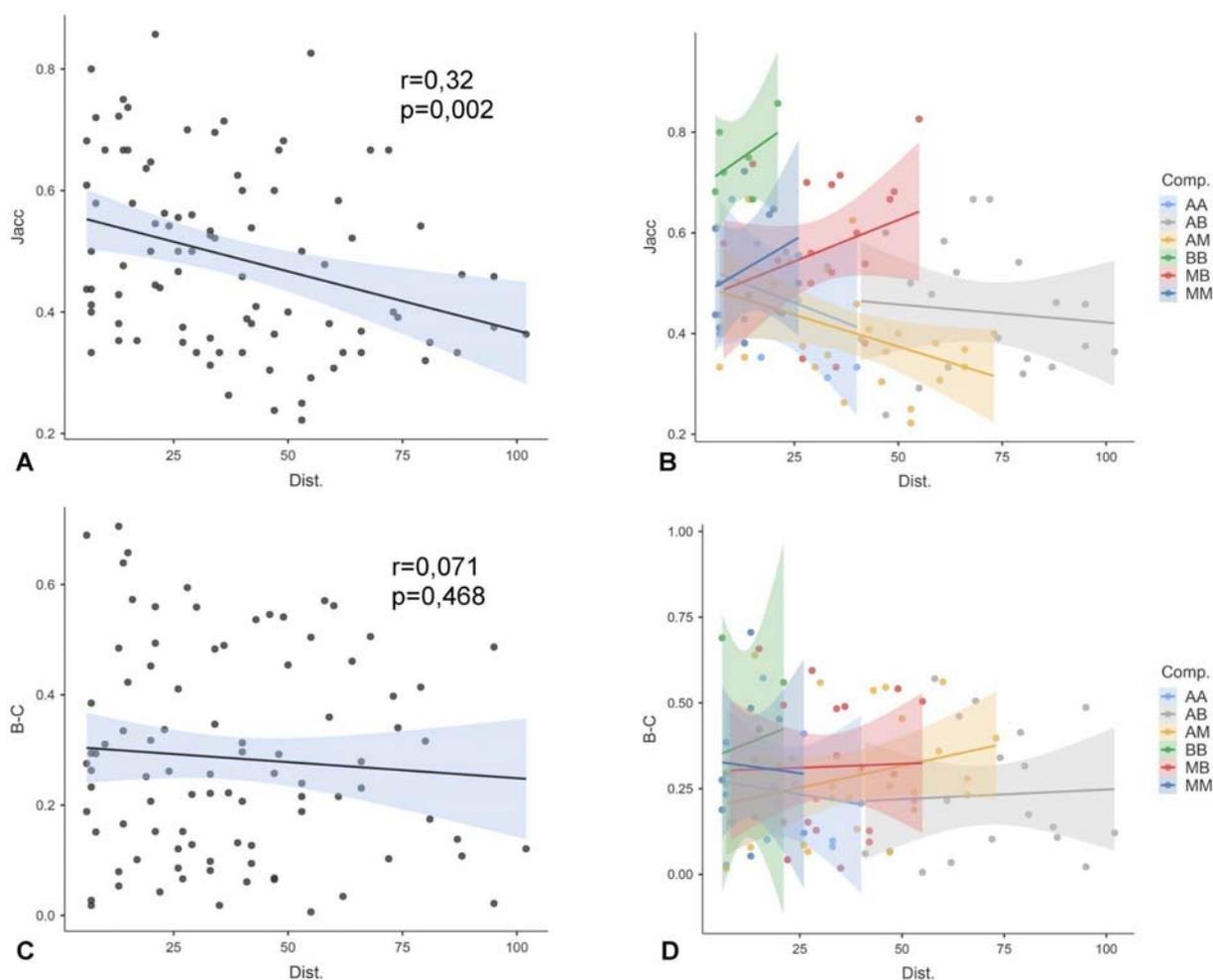


Figura XIII- Gráficos de dispersão com linha de regressão linear ajustada para a relação entre a diferença par-a-par das similaridades entre os pontos e suas distâncias (Km). A) índice de similaridade de Jaccard; B) índice de similaridade de Jaccard com decomposição das regressões em função das relações entre os compartimentos do rio (Comp.); C) índice de similaridade de Bray-Curtis; D) índice de similaridade de Bray-Curtis com decomposição das regressões em função das relações entre os compartimentos do rio. Na legenda dos gráficos decompostos, AA (Alto-Alto), AB (Alto-Baixo), AM (Alto-Médio), BB (Baixo-Baixo), MB (Médio-Baixo), MM (Médio-Médio).

Para o teste da homogeneização da comunidade em função da diminuição da integridade ambiental, as regressões lineares mostraram não haver relação entre os valores do IIA e os valores dos índices de dissimilaridade. Para o índice de Jaccard, a relação foi tecnicamente inexistente ( $p= 0,987$ ,  $r= 0,005$ ) (Figura XIV-A) e para o índice de Bray-Curtis foi detectada relação negativa (queda da dissimilaridade em função do aumento da integridade ambiental) fraca e sem significância estatística ( $p=0,537$ ,  $r=0,180$ ) (Figura XIV-C).

Os gráficos com a decomposição das regressões para cada compartimento do rio mostrou uma relação de queda na dissimilaridade em função do aumento da integridade ambiental entre os trechos do Alto e Baixo Cauamé, e aumento da dissimilaridade para o Baixo Cauamé para ambos os índices de dissimilaridade (Figura XIV-B, D).

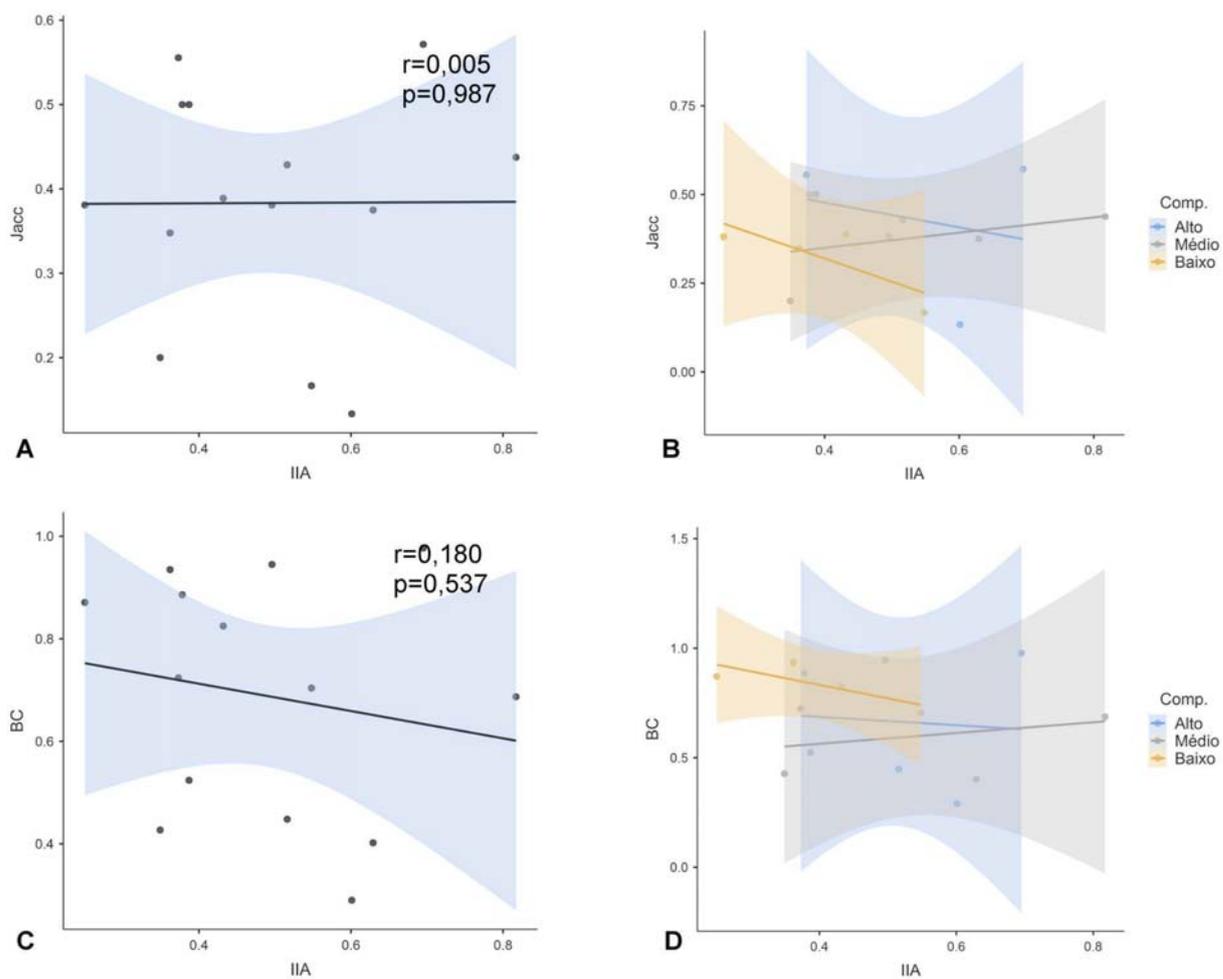


Figura XIV- Gráficos de dispersão com linha de regressão linear ajustada mostrando a relação da dissimilaridade entre as margens (esquerda e direita) do rio em cada ponto e o gradiente longitudinal do rio (aumento da distância para a nascente). A) índice de dissimilaridade de Jaccard; B) índice de dissimilaridade de Jaccard com decomposição das regressões para cada compartimento do rio (Comp.); C) índice de dissimilaridade de Bray-Curtis; D) índice de dissimilaridade de Bray-Curtis com decomposição das regressões para cada compartimento do rio

## 5.4 DISCUSSÃO

De modo geral, os valores das características ambientais e físico-químicas aferidas neste trabalho variaram pouco ao longo do gradiente longitudinal do rio e entre as margens de cada ponto de coleta (Tabela II). As grandes variações observadas ocorreram de forma localizada resultando em poucos pontos com valores discrepantes da média para determinados parâmetros analisados. Também observamos uma forte compartimentação do rio, com os pontos do Alto, Médio e Baixo Cauamé se agrupando em função de suas características físicas e ambientais (Figura X) e com variação significativa da riqueza e abundância de espécies entre esses compartimentos (Figuras VI-A, B; VII-A, B; VIII-A, B; IX-A, B; Tabelas III; IV; V).

O fenômeno da compartimentação também pôde ser observado através dos dendrogramas de similaridade (Figuras VIII-A, B; IX-A, B), que mostraram frequência nos agrupamentos das amostras (Figura VIII) e pontos (Figura IX) de acordo com o compartimento do rio ao qual pertencem. Esse efeito foi particularmente evidente para os dendrogramas baseados no índice de Jaccard. Em nossas análises envolvendo similaridade ou dissimilaridade como variável dependente, o índice de Jaccard frequentemente respondeu de maneira significativa, enquanto o índice de Bray-Curtis não foi significativo em nenhuma das análises. Sugerindo que a variação nas abundâncias não esteja sendo compreendida adequadamente pelos parâmetros avaliados neste estudo. Os resultados das regressões lineares (Figuras XI; XII) também reforçam essa suspeita uma vez que, apenas a composição de espécies da comunidade apresentou relações significativas (T.Ag e Dist) em nossas análises.

Durante as coletas, foi constatado que a exploração das margens do Rio Cauamé é intensificada próximo à sua foz. Isso se deve principalmente à proximidade com a área metropolitana da capital do estado de Roraima, Boa Vista. Fato esse que viabiliza a logística de atividades agrosilvopastoris e industriais nessa área, além do uso das margens do rio para o lazer e empreendimentos imobiliários (BARBOSA e MIRANDA. 2005). O intensificado uso das margens no sentido da foz do Rio Cauamé está refletido nos valores médios obtidos para índice de integridade ambiental. As médias do IIA diminuíram do Alto (0,486) para o Médio (0,4559) e do Médio para o Baixo (0,398) Rio Cauamé (Tabela II). No entanto, a análise de regressão entre o IIA e a distância para a nascente do rio não mostrou a existência de relação significativa (Figura XII-G). Mesmo com valores médios decrescentes entre os compartimentos no sentido da foz, as altas variação dos valores do IIA entre os pontos de coleta dentro de cada compartimento refutam a existência de um gradiente longitudinal relacionado ao IIA.

Os valores do IIA também não se mostraram correlacionados significativamente com a abundância, riqueza e composição da fauna de Elmidae no Rio Cauamé. No entanto, a CCA mostra forte associação entre os gêneros *Cylloepus* e *Hexacylloepus* com o aumento dos valores do IIA. Em um estudo de modelagem da distribuição de alguns gêneros de Elmidae em bacias hidrográficas sub-andinas no Peru, SOTOMAYOR *et al.* (2023) concluem que variáveis relacionadas à integridade das margens dos rios, como a cobertura vegetal ripária, são determinantes para a ocorrência do gênero *Neoelmis*. Já para a Colômbia, GONZÁLES-CÓRDOBA *et al.* (2020) caracterizaram a distribuição da fauna de Elmidae para o país e associaram a ocorrência dos gêneros amazônicos *Neolimnius*, *Stenhelmoidea*, *Stegoelmis* à valores elevados para um índice de qualidade de água. Nossos resultados sugerem que a variação no nível de degradação observada no Rio Cauamé não determinou a ocorrência das espécies ao longo do rio.

A presença de gêneros considerados sensíveis à degradação da qualidade da água (GONZÁLES-CÓRDOBA, 2020) em toda extensão do Rio Cauamé, sem relação sem aparente relação com as variações do IIA, sugere que, de modo geral, o Rio Cauamé ainda apresenta integridade ambiental adequada para ocorrência de uma comunidade diversa de Elmidae. Uma outra hipótese que não pode ser descartada é a de baixa sensibilidade do protocolo utilizado (ANEXOS 1.1, 1.2) para o IIA. Por se tratar de um protocolo adaptado, não podemos desconsiderar a possibilidade de má adequação da ficha dos parâmetros avaliados transposta para a realidade de um rio de planície savânica na Amazônia.

Para os valores de pH, houve pouca variação entre os pontos do rio e a média entre todos os pontos da bacia foi de 5,64. A média de pH entre os compartimentos do rio variou de 5,78 (Alto), 5,45 (Médio) e 5,68 (Baixo) (Tabela II). Apenas dois pontos apresentaram variações muito discrepantes da média, o ponto 6 para mais (6,55), e o ponto 9 para menos (4,60) (Tabela II). Os valores discrepantes de pH para esses dois pontos parece não ter relação clara com as demais variáveis aferidas, porém os dois pontos apresentaram riqueza (ponto 6: 21 espécies, ponto 9: 15 espécies) e abundância (ponto 6: 3176 espécimes, ponto 9: 646 espécimes) bastante diferentes (Tabela IV).

Nossas análises de regressão não mostraram relação significativa da variação do pH para os valores de abundância, riqueza e composição das espécies de Elmidae do Rio Cauamé. Apesar disso, os resultados da CCA mostraram uma alta relação da ocorrência do gênero *Stegoelmis* com o aumento dos valores de pH (Figura X). Larvas de *Stegoelmis* são minadoras de troncos submersos em decomposição (VALENTE-NETO e FONSECA-GESSNER, 2011) e os adultos são geralmente encontrados em substratos vegetais parcialmente submersos em areia ou argila (observações pessoais). Partindo do princípio de

que há uma forte relação entre as características do solo e o pH da água (LOPES e MAGALHÃES JÚNIOR, 2010), o tipo do solo e de sedimentos minerais depositados sobre o substrato podem ter relevância para a capacidade de colonização de *Stegoelmis* e, supostamente, explicar a relação do gênero com elevados valores de pH. Estudando a estruturação das comunidades de Elmidae em riachos na costa do Golfo do México, MCCREADIE e BEDWELL (2014) encontraram correlações significativas entre os valores de pH e a composição da fauna de Elmidae, reforçando a importância desse parâmetro para se entender distribuição das espécies de Elmidae nos corpos aquáticos tropicais.

A variação máxima na temperatura da água foi de aproximadamente três graus celsius (26,6°C a 29,5) com média de 28,28 °C. Essas temperaturas são próximas às médias encontradas para outros rios de baixa altitude próximos à linha do equador (AFFONSO *et al.*, 2014, SILVA *et al.*, 2020), mas são bastante elevadas se comparadas aos rios e riachos do Sul, Sudeste e Centro-Oeste do Brasil (BRAUN *et al.*, 2018; LINARES *et al.*, 2021). A análise de regressão mostrou que a composição da fauna de Elmidae no Rio Cauamé variou significativamente em função da temperatura da água. O gênero *Elachistelmis* apresentou forte relação com a temperatura da água em nossa CCA. O único registro prévio para o gênero é o Rio Sipaliwini, no Suriname, um rio também savânico e com características ambientais parecidas com o Cauamé (MAIER, 2012).

Uma hipótese para a predominância do gênero *Elachistelmis* em ambientes com temperaturas mais elevadas seria a do seu pequeno tamanho corporal. SWEENEY e VANNOTE (1978) propuseram que o aumento da temperatura estaria relacionado ao aumento do tamanho do corpo até um patamar ótimo e, superado esse patamar, haveria tendência de diminuição do tamanho corporal. Além disso, vários estudos discutem a relação do aumento da temperatura à aceleração do ciclo de vida e, conseqüente, à diminuição do tamanho corporal em insetos aquáticos (VANNOTE e SWEENEY, 1980; SWEENEY e VANNOTE, 1978, BRITAIN, 1983; REMPEL e CARTER, 1987; SWEENEY *et al.*, 1986). O gênero *Elachistelmis* é um dos menores gêneros de Elmidae conhecidos no Mundo (Maier, 2012) e a sua miniaturização pode ter relação com a ocupação de ambientes aquáticos com elevadas temperaturas. Outra hipótese seria a facilidade de oxigenação dos tecidos em um corpo de menor volume, que demandaria taxas menores OD no ambiente, e facilitaria a ocupação de trechos de temperatura mais elevada no rio. Neste cenário, insetos que atingem a maturidade sexual com menor tamanho corporal teriam vantagem evolutiva sobre indivíduos maiores (SWEENEY e VANNOTE, 1978; BONACINA, 2022).

A taxa de Oxigênio dissolvido teve sua média mais baixa entre os trechos do Médio Cauamé (4,72 mg/l) se comparada ao Alto (5,42 mg/l) e Baixo (6,22 mg/l). Algumas

hipóteses para explicar os valores mais altos para OD no Alto e no Baixo Cauamé seriam o menor porte e maior declividade dos trechos do Alto Cauamé e o maior turbilhonamento da água nos trechos Baixo Cauamé (OLIVEIRA e CARVALHO, 2014). No entanto, como não foi feita nenhuma medida de vazão ou velocidade da corrente nos pontos de coleta, não é possível avaliar essa relação. As taxas de OD não foram preditores significativos para a abundância, riqueza e nem composição de espécies em nossas análises de regressão. No entanto, a CCa mostrou uma forte associação entre os valores de OD e a ocorrência do gênero *Hintonelmis*. Este gênero ocorre predominantemente na bacia amazônica (HINTON, 1971) e é comumente encontrado tanto em rios caudalosos (e.g. Rio Negro, Amazonas) (HINTON, 1971) quanto em riachos de baixa ordem (Igarapé da Onça, Amazonas) (FERNANDES *et al.* 2010), podendo ser facilmente coletados em troncos submersos em decomposição (observações pessoais). No entanto, não há na literatura nenhum estudo relacionando a ocorrência de *Hintonelmis* à taxas de oxigênio dissolvido.

O efeito do decaimento da similaridade pela distância sobre as comunidades e assembléias de organismos aquáticos é relatada em uma série de trabalhos (ASTORGA *et al.*, 2012; HEINO *et al.*, 2015; KOTZIAN *et al.*, 2020; WARFE *et al.*, 2013). Em rios e riachos ele é determinado por variações ambientais, dentro e fora do corpo aquático (e.g. substrato, parâmetros físico-químicos da água, vegetação ripária, uso do solo), ao longo do gradiente longitudinal (ALLAN e CALLISTO, 2007). Nosso estudo mostrou que houve efeito significativo da distância sobre o decaimento dos valores do índice de similaridade de Jaccard (Figura XIII-A), mas não para o índice de Bray-Curtis (Figura XIII-C).

Esse resultado indica que a distância afetou o grau de compartilhamento de espécies entre os pontos. Porém o mesmo efeito não foi detectado para relações de similaridade que levam em conta a abundância das espécies. Os gráficos com as regressões decompostas para cada grupo de distâncias (Figura XIII-B, D) mostraram relações divergentes da distância sobre a similaridade. Para o índice de Jaccard, essas divergências foram mais acentuadas mostrando uma tendência geral de aumento da similaridade dentro do mesmo compartimento e entre compartimentos mais próximos, e decaimento entre compartimentos mais distantes e com pontos mais distantes entre si (Figura XIII- B).

Baseado nas características biológicas e do ciclo de vida dos besouros da família Elmidae, presumimos que sua dispersão nos corpos aquáticos se dê primariamente pelo canal do rio, acompanhando o curso hídrico (BROWN, 1997; BROWN *et al.*, 2011; ELLIOT, 2008). Isso significa que as características do ambiente aquático e sua variação no gradiente longitudinal seriam os principais determinantes para a distribuição das espécies de Elmidae ao longo de um rio. Nossos resultados corroboram, ao menos em parte, essa proposição. Não só

foi possível detectar o efeito do decaimento da similaridade pela distância, mas também encontramos relações entre a variação de IIA, OD, pH, T.Ag com a ocorrência de determinados gêneros (Figura- X). O que reforça a ideia de que a composição da fauna de Elmidae e sua similaridade entre trechos do rio varia em função das mudanças que o ambiente sofre ao longo do espaço.

Nossos resultados mostram que há variações ambientais e físico-químicas ao longo do gradiente longitudinal do Rio Cauamé, e que estas se relacionam principalmente com a variação da composição da fauna entre os pontos de coleta amostrados. Apesar disso não detectamos variação significativa na integridade ambiental ao longo do Rio (Figura XII-G) e, talvez por consequência, nem na abundância (Figura XII-D), riqueza (Figura XII-E) e Composição (Figura XII-F) de espécies variaram significativamente em função do IIA. Da mesma forma, não detectamos o efeito da homogeneização da comunidade pelo decaimento da integridade ambiental (Figura XIV-A, B, C, D) para o Rio Cauamé. Já discutimos nos parágrafos anteriores as principais suspeitas sobre o porquê da baixa variação dos valores do IIA detectados. Porém, levando em consideração o cenário retratado pelos nossos dados e análises, podemos inferir que o Rio Cauamé não sofre efeitos da degradação ambiental suficientes para limitar a ocorrência da comunidade de Elmidae encontrada ao longo do seu curso.

## 5.5 CONCLUSÕES

Mesmo baseado somente em coletas com armadilhas luminosas e em um único rio, nossa amostragem resultou em uma boa representatividade da fauna local e regional de Elmidae. Foram encontrados 13 dos 21 gêneros e 21 das 24 espécies conhecidas para o Estado de Roraima. Além disso, foram encontradas mais oito espécies indeterminadas (potencialmente novas para a ciência), totalizando 29 espécies. Até o momento, o único estudo ecológico com maior riqueza de Elmidae amostrada na América do Sul (GONZÁLES-CÓRDOBA *et al.*, 2020) lista 22 gêneros e 28 espécies, e é baseado em coletas em 60 riachos, durante 11 anos e em cinco microbacias espalhadas por diversas regiões da Colômbia. Isso ressalta a alta eficiência das nossas amostragens e incentiva a continuidade do uso de armadilhas luminosas para se inventariar a fauna de Elmidae em rios da Bacia Amazônica.

Apesar da crescente pressão antrópica sobre o Rio Cauamé, não foram detectadas variações significativas na integridade ambiental ao longo de seu curso, e a fauna de Elmidae não respondeu a essa variação. A riqueza e a abundância de Elmidae também não responderam às variações nas características físicas e ambientais (OD, pH e T.ag) e nem ao aumento gradativo da distância entre a nascente à foz do Rio Cauamé. No entanto, nossos dendrogramas baseados em índices de similaridade mostraram uma forte tendência de compartimentação do rio nos três segmentos estabelecidos a priori (Alto, Médio e Baixo Cauamé). Essa compartimentação se mostrou significativa para a riqueza ( $p_{\text{compartimento}} = 0,002$ ), que aumentou no sentido do Alto para o Baixo Cauamé, e também pôde ser visualizada nos Gráficos de Coordenadas paralelas e no Gráfico biplot da CCA. Portanto, as características do ambiente e da fauna de Elmidae são diferentes entre os diferentes trechos do Rio Cauamé, mas seu efeito não pôde ser detectado entre os compartimentos e não de forma gradativa entre os pontos do rio.

A composição (DCA 1), por outro lado, respondeu de maneira significativa ao gradiente de longitudinal ( $p=0,002$ ). Reforçando que, mesmo não havendo relação significativa para a abundância e riqueza, as espécies que compõem a comunidade de Elmidae e a sua ocupação variam ao longo do curso do Rio Cauamé. Também houve variação significativa da composição à temperatura da água ( $p=0,005$ ). O gráfico da CCA mostra a associação entre a ocorrência de alguns gêneros de Elmidae e parâmetros físico-químicos da água, principalmente *Elachistelmis* (T.ag), *Hintonelmis* (OD) e *Stegoelmis* (pH). Indicando que as variações nas características do ambiente estariam particularmente ligadas à ocorrência de alguns gêneros de Elmidae.

O decaimento da similaridade pela distância (DDS) é uma premissa ecológica já bastante estudada. Porém continua sendo de relevante interesse para estudos ecológicos pois, em teoria, resume vários fenômenos ecológicos complexos (e.g. capacidade de dispersão dos táxons, estruturação do ambiente físico) em uma métrica simples (SOININEM *et al.*, 2007). Para a comunidade de Elmidae do Rio Cauamé, foi possível detectar DDS ( $p_{\text{Jaccard}}=0,002$ ), indicando que, para a escala do nosso estudo, o efeito da distância física (e dos fenômenos a ela associados), é forte o suficiente para alterar a composição da fauna de Elmidae no espaço.

Por outro lado, não encontramos relação entre a dissimilaridade e a integridade ambiental dos pontos de coleta. De acordo com o IIA adotado, as alterações ambientais ao longo do Rio Cauamé não têm influência sobre a composição de espécies de Elmidae entre os pontos de coleta. Apesar de nossos resultados trazerem dados “otimistas”, a acelerada intensificação do uso e da degradação do Rio Cauamé e de suas margens (OLIVEIRA e CARVALHO, 2014) faz com que não deixe de haver grande preocupação com esse rio.

É estimado que, entre 1970 e 2018, cerca de 83% da biota de ambientes de água doce tenha entrado em declínio populacional (WWF, 2018). Acredita-se que um dos gargalos para se frear essa tragédia anunciada seja o déficit Wallaceano (SÁNCHEZ-FERNÁNDEZ *et al.*, 2008; MEGNA *et al.*, 2021; NÓBREGA e DE MARCO, 2011). Nesse sentido, nosso trabalho tentou sanar alguns dos déficits informacionais sobre a estruturação da fauna de Elmidae no Rio Cauamé e, por extensão, melhorar a compreensão das dinâmicas de sua biota aquática e das comunidades de besouros da família Elmidae em rios Amazônicos.

## 5.6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AFFONSO, A. G.; QUEIROZ, H. L.; NOVO, E. M. L. M. Variabilidade abiótica entre os diferentes sistemas aquáticos da planície de inundação da Amazônia central durante eventos de seca e cheia. **Brazilian Journal of Biology**, v. 75, n. 4, p. S60–S69, 2015.

AGÊNCIA NACIONAL DE ÁGUAS E SANEAMENTO BÁSICO (ANA). **Conjuntura dos recursos hídricos no Brasil 2022: informe anual**. 2023. Disponível em: <<https://www.snirh.gov.br/portais-centrais-de-conteudos/conjuntura-dos-recursos-hidricos>>.

ALLAN, J. D.; CASTILLO, M. M. **Stream Ecology**. 2. ed. Springer Dordrecht, p. 436, 2007.

ANGELI, K. B.; DO ROZÁRIO, E. M. M.; SALLES, F. F. Checklist of Ephemeroptera (Insecta) from São Mateus River Basin, Espírito Santo, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 59, n. 3, p. 197–204, 2015.

ASTORGA, A.; OKSANEN, J.; LUOTO, M.; SOININEN, J.; VIRTANEN, R.; MUOTKA, T. Distance decay of similarity in freshwater communities: Do macro- and microorganisms follow the same rules? **Global Ecology and Biogeography**, v. 21, n. 3, p. 365–375, 2012.

BAPTISTA, D. F.; BUSS, D. F.; DORVILLÉ, L. F.; NESSIMIAN, J. L. Diversity and habitat preference of aquatic insects along the longitudinal gradient of the Macaé River basin, Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 61, n. 2, p. 249–258, 2001.

BARBOSA, R. I.; CAMPOS, C.; PINTO, F.; FEARNESIDE, P. M. The “Lavrados” of Roraima: Biodiversity and Conservation of Brazil’s Amazonian Savannas. **Functional Ecosystems and Communities**, v. 1, n. 1, p. 29–41, 2007.

BARBOSA, R. I.; MIRANDA, I. S. Fitofisionomias e diversidade vegetal das savanas de Roraima. *Em*: BARBOSA, R. I.; XAUD, H. A. M. S.; COSTA E SILVA, J. M. **Savanas de Roraima: Etnoecologia, Biodiversidade e Potencialidades Agrossilvipastoris**. Boa Vista, RR: FEMACET, 2005, p. 61-78.

BENETTI, C. J.; MICHAÏ, M. C.; ARCHANGELSKY, M. Order Coleoptera: Introduction. *Em*: **Thorp and Covich’s Freshwater Invertebrates: keys to Neotropical Hexapoda**. 4. ed. Elsevier, 2018. p. 497–517.

BILTON, D. T.; RIBERA, I.; SHORT, A. E. Z. Water Beetles as Models in Ecology and Evolution. **Annual Review of Entomology**, v. 64, p. 359–377, 2019.

BONACINA, L.; FASANO, F.; MEZZANOTTE, V.; FORNAROLI, R. Effects of water temperature on freshwater macroinvertebrates: a systematic review. **Biological Reviews**, v. 98, n. 1, p. 191–221, 2023.

BRASIL; MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE; SECRETARIA DE BIODIVERSIDADE E FLORESTAS. **Áreas Prioritárias para a Conservação, Uso Sustentável e Repartição de Benefícios da Biodiversidade Brasileira: Atualização-Portaria MMA Nº 09, de 23 de janeiro de 2007**. 2. ed. Brasília: MMA, 2008. v. 1327 p.

BRAUN, B. M.; BERTASO, T. R. N.; PIRES, M. M.; SPIES, M. R.; KOTZIAN, C. B. Responses of riffle beetle assemblages to deforestation a semi-deciduous atlantic forest remnant. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 90, n. 2, p. 2189–2201, 2018.

- BRITTAIN, J. E. The Influence of Temperature on Nymphal Growth Rates in Mountain Stoneflies (Plecoptera). **Ecology**, v. 64, n. 3, p. 440–446, 1983.
- BROWN, B. L.; SWAN, C. M. Dendritic network structure constrains metacommunity properties in riverine ecosystems. **Journal of Animal Ecology**, v. 79, n. 3, p. 571–580, 2010.
- BROWN, B. L.; SWAN, C. M.; AUERBACH, D. A.; CAMPBELL GRANT, E. H.; HITT, N. P.; MALONEY, K. O.; PATRICK, C. Metacommunity theory as a multispecies, multiscale framework for studying the influence of river network structure on riverine communities and ecosystems. **Journal of the North American Benthological Society**, v. 30, n. 1, p. 310–327, 2011.
- BROWN, H. P. Biology of Riffle Beetles. **Annual Review of Entomology**, v. 32, n. 1, p. 253–273, 1987.
- CALLISTO, M.; MUGNAI, R.; CASTRO, D. M. P.; LINARES, M. S. Sampling methods for aquatic insects. *Em*: SANTOS, J. C.; FERNANDES, G. W. **Measuring Arthropod Biodiversity: A Handbook of Sampling Methods**. 1. ed. New York: Springer, 2021. p. 523–543.
- CAMPOS, C.; PINTO, F.; BARBOSA, R. I. Diagnóstico: O Lavrado de Roraima. Importância biológica, desenvolvimento e conservação na maior savana do Bioma Amazônia. **Ministério da Ciência e Tecnologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Núcleo de Pesquisas de Roraima**, 2008.
- CARVALHO, W. D. de; MUSTIN, K. The highly threatened and little known Amazonian savannahs. **Nature Ecology and Evolution**, v. 1, n. 4, 2017.
- COLWELL, R. K. **Estimates: Statistical Estimation of Species Richness and Shared Species from Samples**. Disponível em: <<http://purl.oclc.org/estimates>>. Acesso em: 19 abr. 2023.
- CRISCI-BISPO, V. L.; BISPO, P. C.; FROEHLICH, C. G. Ephemeroptera, Plecoptera and Trichoptera assemblages in two Atlantic Rainforest streams, Southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 24, n. 2, p. 312–318, 2007.
- ELLIOTT, J. M. The Ecology of Riffle Beetles (Coleoptera: Elmidae). **Freshwater reviews**, v. 1, n. 2, p. 189–203, 2008.
- EXÉRCITO BRASILEIRO. **BDGEx. Banco de dados Geográficos do exército**. Disponível em: <<https://bdgex.eb.mil.br/bdgexapp/mobile/?l=963,953&c=-61.184348,3.090002&z=10>>. Acesso em: 15 jul. 2020.
- FERNANDES, A. S.; PASSOS, M. I. S.; HAMADA, N. A new species of Hintonelmis Spangler (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Central Amazonia, Brazil. **Zootaxa**, v. 2353, n. 1, p. 43–48, 2010.
- FERREIRA, V.; BINI, L. M.; GONZÁLEZ SAGRARIO, M. de los Á.; KOVALENKO, K. E.; NASELLI-FLORES, L.; PADIAL, A. A.; PADISÁK, J. Aquatic ecosystem services: an overview of the Special Issue. **Hydrobiologia**, v. 850, n. 12–13, p. 2473–2483, 2023.
- FONSECA, D. M.; HART, D. D. Colonization history masks habitat preferences in local distributions of stream insects. **Ecology**, v. 82, n. 10, p. 2897–2910, 2011.

FROST, S. W. The Pennsylvania insect light trap. **Journal of Economic Entomology**, v. 50, n. 3, p. 287–292, 1957.

GIBB, T. J.; OSETO, C. Y. **Arthropod Collection and Identification: Laboratory and Field Techniques**. Boston: Academic Press, 2006. 311 p.

GONZÁLEZ-CÓRDOBA, M.; MARTÍNEZ-ROMÁN, N. R.; DEL CARMEN ZÚÑIGA, M.; MANZO, V.; ARCHANGELSKY, M. Description of the putative mature larva of the Neotropical genus *Stenhelmoides* Grouvelle (Coleoptera: Elmidae). **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, 2020.

GOOGLE. **Google Earth**. Disponível em: <<http://earth.google.com/>>. Acesso em: 27 set. 2020.

GOSSNER, M. M.; MENZEL, F.; SIMONS, N. K. Less overall, but more of the same: drivers of insect population trends lead to community homogenization. **Biology Letters**, v. 19, n. 3, 2023.

HEINO, J.; MELO, A. S.; SIQUEIRA, T.; SOININEN, J.; VALANKO, S.; BINI, L. M. Metacommunity organisation, spatial extent and dispersal in aquatic systems: Patterns, processes and prospects. **Freshwater Biology**, v. 60, n. 5, p. 845–869, 2015.

HILÁRIO, R. R.; DE TOLEDO, J. J.; MUSTIN, K.; CASTRO, I. J.; COSTA-NETO, S. V.; KAUANO, É. E.; EILERS, V.; VASCONCELOS, I. M.; MENDES-JUNIOR, R. N.; FUNI, C.; FEARNSIDE, P. M.; SILVA, J. M. C.; EULER, A. M. C.; DE CARVALHO, W. D. The Fate of an Amazonian Savanna: Government Land-Use Planning Endangers Sustainable Development in Amapá, the Most Protected Brazilian State. **Tropical Conservation Science**, v. 10, 2017.

HINTON, H. E. A revision of the genus *Hintonelmis* Spangler (Coleoptera: Elmidae). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 123, n. 2, p. 189–208, 1971.

HUNT, T.; BERGSTEN, J.; LEVKANICOVA, Z.; PAPADOPOULOU, A.; ST. JOHN, O.; WILD, R.; HAMMOND, P. M.; AHRENS, D.; BALKE, M.; CATERINO, M. S.; GÓMEZ-ZURITA, J.; RIBERA, I.; BARRACLOUGH, T. G.; BOCAKOVA, M.; BOCAK, L.; VOGLER, A. P. A comprehensive phylogeny of beetles reveals the evolutionary origins of a superradiation. **Science**, v. 318, n. 5858, p. 1913–1916, 2007.

JÄCH, M. A. Annotated check list of aquatic and riparian/littoral beetle families of the world (Coleoptera). *Em: Water beetles of China*. Wien: Zoologisch-Botanische Gesellschaft in Österreich, 1998. p. 25–42.

JÄCH, M. A.; BALKE, M. Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. **Hydrobiologia**, v. 595, n. 1, p. 419–442, 2008.

JÄCH, M. A.; KODADA, J.; BROJER, M.; SHEPARD, W. D.; ČIAMPOR JR, F. **Coleoptera: Elmidae and Protelmidae**. Leiden: World Catalogue of Insects, 2016. v. 141–340 p.

KIMONDIU, J. M.; KUMAR, A. R. V; GANESHAIAH, K. N. Insects from light trap: Do they represent total diversity? **International Journal of Environment, Agriculture and Biotechnology**, v. 4, n. 5, p. 1573–1578, 2019.

KODADA, J.; JÄCH, M. A.; ČIAMPOR, F. 19.2 Elmidae Curtis, 1830. *Em*: BEUTEL, R. G.; LESCHEN, R. A. **Handbook of Zoology, Arthropoda: Insecta, Coleoptera, Beetles Volume 1: Morphology And Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polyphaga partim)**. 2. ed. Berlin, Boston: Walter de Gruyter GmbH, 2016. p. 561–589.

KOTZIAN, C. B.; PIRES, M. M.; HEPP, L. U. Effects of spatial distances on the assemblage dissimilarity of macroinvertebrates with different dispersal pathways and abilities in southern Brazilian streams. **Ecological Research**, v. 35, n. 5, p. 826–837, 2020.

LINARES, M. S.; SANTOS, L. B. dos; CALLISTO, M.; SANTOS, J. C. Do wider riparian zones alter benthic macroinvertebrate assemblages' diversity and taxonomic composition in neotropical headwater streams? **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 33, 2021.

LOPES, F. W. de A.; JÚNIOR, A. P. M. Influência das condições naturais de pH sobre o índice de qualidade das águas (IQA) na bacia do Ribeirão de Carrancas. **Revista Geografias**, v. 6, n. 2, p. 134–147, 2010.

MACADAM, C. R.; STOCKAN, J. A. More than just fish food: ecosystem services provided by freshwater insects. **Ecological Entomology**, v. 40, n. S1, p. 113–123, 2015.

MAIER, C. A. *Elachistelmis* gen. n. (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Suriname, with description of two new species. **Zootaxa**, v. 3500, n. 1, p. 61–69, 2012.

MCCREADIE, J. W.; BEDWELL, C. Species composition of local riffle beetle (Coleoptera: Elmidae) assemblages in small coastal streams of the Gulf of Mexico: The influences of local and regional factors. **Aquatic Ecology**, v. 48, n. 2, p. 127–141, 2014.

MCCUNE, B.; GRACE, J. B. **Analysis of ecological communities**. Glendon Beach: MjM Software Design, 2002. 300 p.

MEGNA, Y. S.; PALLARÉS, S.; SÁNCHEZ-FERNÁNDEZ, D. Conservation of aquatic insects in Neotropical regions: A gap analysis using potential distributions of diving beetles in Cuba. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems**, v. 31, n. 10, p. 2714–2725, 2021.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA); SECRETARIA DE BIODIVERSIDADE E FLORESTAS. **Projeto Corredores ecológicos**. 2. ed. Brasília: MMA, 2002. 156 p.

NEKOLA, J. C.; WHITE, P. S. The distance decay of similarity in biogeography and ecology. **Journal of Biogeography**, v. 26, n. 4, p. 867–878, 1999.

NESSIMIAN, J. L.; VENTICINQUE, E. M.; ZUANON, J.; DE MARCO, P.; GORDO, M.; FIDELIS, L.; D'ARC BATISTA, J.; JUEN, L. Land use, habitat integrity, and aquatic insect assemblages in Central Amazonian streams. **Hydrobiologia**, v. 614, n. 1, p. 117–131, 2008.

NÓBREGA, C. C.; DE MARCO, P. Unprotecting the rare species: A niche-based gap analysis for odonates in a core Cerrado area. **Diversity and Distributions**, v. 17, n. 3, p. 491–505, 2011.

OLIVEIRA, J. S.; CARVALHO, T. M. Vulnerabilidade aos impactos ambientais da bacia hidrográfica do rio Cauamé em decorrência da expansão urbana e uso para lazer em suas praias. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 8, n. 1, p. 61–80, 2014.

PASSOS, M. I.; SEGURA, M. O.; POLIZEI, T. T. S.; FERNANDES, A. S. **Elmidae in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/122380>>. Acesso em: 24 maio. 2023.

PETERSEN, I.; MASTERS, Z.; HILDREW, A. G.; ORMEROD, S. J. Dispersal of adult aquatic insects in catchments of differing land use. **Journal of Applied Ecology**, v. 41, n. 5, p. 934–950, 2004.

POLIZEI, T. T. S.; COSTA, L. de S. M.; BISPO, P. da C. *Spanglerelmis*, a new genus of Elmidae (Insecta: Coleoptera) from Brazil with new species and biological notes. **European Journal of Taxonomy**, v. 813, p. 33–56, 2022.

POLIZEI, T. T. S.; HAMADA, N. A new minute riffle beetle (Coleoptera: Elmidae: Pagelmis) from the Brazilian Amazon. **Zootaxa**, v. 5061, n. 2, p. 369–376, 2021.

PORTAL DE RORAIMA: Destaques. GOVERNO DE RORAIMA. Disponível em: <<https://portal.rr.gov.br/noticias/item/5787-clima-chuvoso-roraima-registra-volume-de-chuvas-acima-do-normal-para-o-mes-de-marco>>. Acesso em: 20 jun. 2022.

PRINGLE, C. What is hydrologic connectivity and why is it ecologically important? **Hydrological Processes**, v. 17, n. 13, p. 2685–2689, 2003.

REIS, D. F. dos; SALAZAR, A. E.; DIAS MACHADO, M. M.; COUCEIRO, S. R. M.; MORAIS, P. B. de. Measurement of the Ecological Integrity of Cerrado Streams Using Biological Metrics and the Index of Habitat Integrity. **Insects**, v. 8, n. 1, p. 10, 2017.

REIS NETO, R. A. dos; COSTA, J. A. V. Mapeamento de unidades geomorfológicas da bacia do Rio Cauamé-RR. **Revista Brasileira de Geomorfologia**, v. 11, n. 2, p. 3–10, 2010.

REMPEL, R. S.; CARTER, J. CH. Temperature influences on adult size, development, and reproductive potential of aquatic Diptera. **Canadian journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 44, n. 10, p. 1743–1752, 1987.

RESH, V. H.; ROSENBERG, D. M. **Ecology of Aquatic Insects**. New York: Praeger Publishers, 1984. 625 p.

RIBEIRO, L. D. C.; PAIVA, R. C. D. D.; COLLISCHONN, W.; SORRIBAS, M. V.; GAMA, C. H. A. Cooperação em tecnologias para análises hidrológicas em escala nacional: Índices hidrológicos de rios da América do Sul: IPH-ANA-HGE-SR-R2. p. 62, 2021.

ROMERO, G. Q.; MOI, D. A.; NASH, L. N.; ANTIQUEIRA, P. A. P.; MORMUL, R. P.; KRATINA, P. Pervasive decline of subtropical aquatic insects over 20 years driven by water transparency, non-native fish and stoichiometric imbalance. **Biology Letters**, v. 17, n. 6, 2021.

ROSENBERG, D. M.; RESH, V. H. Introduction to Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates. *Em*: ROSENBERG, D. M.; RESH, V. H. **Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates**. New York: Chapman & Hall, p. 1–9, 1993.

SAITO, V. S.; SOININEN, J.; FONSECA-GESSNER, A. A.; SIQUEIRA, T. Dispersal traits drive the phylogenetic distance decay of similarity in Neotropical stream metacommunities. **Journal of Biogeography**, v. 42, n. 11, p. 2101–2111, 2015.

- SÁNCHEZ-FERNÁNDEZ, D.; BILTON, D. T.; ABELLÁN, P.; RIBERA, I.; VELASCO, J.; MILLÁN, A. Are the endemic water beetles of the Iberian Peninsula and the Balearic Islands effectively protected? **Biological Conservation**, v. 141, n. 6, p. 1612–1627, 2008.
- SHORT, A. E. Z. Systematics of aquatic beetles (Coleoptera): current state and future directions. **Systematic Entomology**, v. 43, n. 1, p. 1–18, 2018.
- SILVA, P. B.; ARANTES, C. C.; FREITAS, C. E. C.; PETRERE, M.; RIBEIRO, F. R. V. Seasonal hydrology and fish assemblage structure in the floodplain of the lower Amazon River. **Ecology of Freshwater Fish**, v. 30, n. 2, p. 162–173, 2020.
- SILVEIRA; BUSS; BAPTISTA. Spatial and temporal diStriBution of Benthic macroinverteBrateS in a SoutheaStern BraZilian river. **Brazilian Journal of Biology**, v. 66, n. 2B, p. 623–632, 2006.
- SOININEN, J.; MCDONALD, R.; HILLEBRAND, H. The distance decay of similarity in ecological communities. **Ecography**, v. 30, n. 1, p. 3–12, 2007.
- SOKAL, R. R.; ROHLF, F. J. **Biometry. the principles and practice of statistics in biological research**. 3. ed. New York: W. H. Freeman, 1994. 880 p.
- SOTOMAYOR, G.; ROMERO, J.; BALLARI, D.; VÁZQUEZ, R. F.; RAMÍREZ-MORALES, I.; HAMPEL, H.; GALARZA, X.; MONTESINOS, B.; FORIO, M. A. E.; GOETHALS, P. L. M. Occurrence Prediction of Riffle Beetles (Coleoptera: Elmidae) in a Tropical Andean Basin of Ecuador Using Species Distribution Models. **Biology**, v. 12, n. 3, 2023.
- SWEENEY, B. W.; VANNOTE, R. L. Size Variation and the Distribution of Hemimetabolous Aquatic Insects: Two Thermal Equilibrium Hypotheses. **Science**, v. 200, n. 4340, p. 444–446, 1978.
- SWEENEY, B. W.; VANNOTE, R. L.; DODDS, P. J. The relative importance of temperature and diet to larval development and adult size of the winter stonefly, *Soyedina carolinensis* (Plecoptera: Nemouridae). **Freshwater Biology**, v. 16, n. 1, p. 39–48, 1986.
- THORN, S.; KÖNIG, S.; FISCHER-LEIPOLD, O.; GOMBERT, J.; GRIESE, J.; THEIN, J. Temperature preferences drive additive biotic homogenization of Orthoptera assemblages. **Biology Letters**, v. 18, n. 5, 2022.
- TOUSSAINT, E. F. A.; HENDRICH, L.; HÁJEK, J.; MICHAT, M. C.; PANJAITAN, R.; SHORT, A. E. Z.; BALKE, M. Evolution of Pacific Rim diving beetles sheds light on Amphi-Pacific biogeography. **Ecography**, v. 40, n. 4, p. 500–510, 2017.
- TOWNSEND, C. R.; DOLÉDEC, S.; NORRIS, R.; PEACOCK, K.; ARBUCKLE, C. The influence of scale and geography on relationships between stream community composition and landscape variables: description and prediction. **Freshwater Biology**, v. 48, n. 5, p. 768–785, 2003.
- TOWNSEND, C. R.; HILDREW, A. G. Species traits in relation to a habitat templet for river systems. **Freshwater Biology**, v. 37, n. 1, p. 115–131, 1997.
- VAL, A. L.; DE ALMEIDA-VAL, V. M. F.; FEARNSIDE, P. M.; DOS SANTOS, G. M.; PIEDADE, M. T. F.; JUNK, W.; NOZAWA, S. R.; DA SILVA, S. T.; FERNANDO, F. A. Amazonia: Water resources and sustainability. *Em*: BICUDO, C. E. M.; TUNDISI, J. G.;

- SCEUENSTUHL, M. C. B. **Waters of Brazil: Strategic Analysis**. Springer International Publishing, 2016. p. 73–88.
- VALENTE-NETO, F.; FONSECA-GESSNER, A. A. Larvae of *lutrochus germari* (Lutrochidae: Coleoptera) and *stegoelmis* sp. (Elmidae: Coleoptera) bore submerged woody debris in neotropical streams. **Zoologia**, v. 28, n. 5, p. 683–686, 2011.
- VANNOTE, R. L.; SWEENEY, B. W. Geographic Analysis of Thermal Equilibria: A Conceptual Model for Evaluating the Effect of Natural and Modified Thermal Regimes on Aquatic Insect Communities. **The American Naturalist**, v. 115, n. 5, p. 667–695, 1980.
- VINSON, M. R.; HAWKINS, C. P. Broad-scale geographical patterns in local stream insect genera richness. **Ecography**, v. 26, n. 6, p. 751–767, 2003.
- WARFE, D. M.; PETTIT, N. E.; MAGIEROWSKI, R. H.; PUSEY, B. J.; DAVIES, P. M.; DOUGLAS, M. M.; BUNN, S. E. Hydrological connectivity structures concordant plant and animal assemblages according to niche rather than dispersal processes. **Freshwater Biology**, v. 58, n. 2, p. 292–305, 2013.
- WARINGER, J. A. Phenology and the influence of meteorological parameters on the catching success of light-trapping for Trichoptera. **Freshwater Biology**, v. 25, n. 2, p. 307–319, 1991.
- WORLD WILDLIFE FUND (WWF). **Living Planet Report 2018: Aiming higher**. Gland: WWF international, 2018. 75 p.
- YEE, D. A.; KEHL, S. Order Coleoptera. *Em: Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates*. 3. ed. Academic Press, 2015. p. 1003–1042.
- YOSHIMURA M; MAETO K. Comparison of sampling methods for aquatic insect indicators of forest condition in terms of collection efficiency. **Bulletin of the Forestry and Forest Products Research Institute (Bulletin of FFPRI)**, v. 3, n. 3, p. 213–219, 2004.
- ZHANG, S. Q.; CHE, L. H.; LI, Y.; DAN, L.; PANG, H.; ŚLIPÍŃSKI, A.; ZHANG, P. Evolutionary history of Coleoptera revealed by extensive sampling of genes and species. **Nature**, v. 9, n. 1, p. 1–11, 2018.

## ANEXOS

1.1 FICHA UTILIZADA PARA O CÁLCULO DO ÍNDICE DE INTEGRIDADE AMBIENTAL (NESSIMIAN *ET AL.*, 2008)

Característica	Condição	Escore
Padrão do uso da terra da além da zona de vegetação Ripária	Floresta contínua/ Fragmento de 100 ha/ fragmento de 10 há	6
	Capoeira Cecropia spp.	5
	Capoeira Vismia spp.	4
	Pasto	3
	Cultivos agrícolas de ciclo longo/estrada	2
	Cultivos agrícolas de ciclo curto	1
Largura da mata ciliar	Mata ciliar continua com a floresta adjacente	6
	Mata ciliar bem definida com mais de 30 metros	5
	Mata ciliar bem definida entre 5 a 30 metros	4
	Mata ciliar bem definida entre 1 a 5 metros	3
	Mata ciliar ausente com alguma vegetação arbustiva	2
	Vegetação arbustiva ciliar ausente	1
Estado de preservação da mata ciliar	Mata ciliar intacta sem quebras de continuidade	4
	Quebra ocorrendo em intervalos maiores que 50 metros	3
	Quebra freqüente com algumas cicatrizes e barranco	2
	Cicatrizes profundas com barrancos ao longo do seu comprimento	1
Estado da mata ciliar dentro de uma faixa de 10 metros	Mais de 90% da densidade é constituída de árvores não pioneiras ou nativas	4
	Espécies pioneiras mescladas com árvores maduras	3
	Mescla de grama com algumas árvores pioneiras e arbustos	2
	Vegetação constituída de grama e poucos arbustos	1
Dispositivos de retenção	Canal de rochas e/ou troncos firmemente colados no local	4
	Rochas e/ou troncos presentes, mas preenchidos com sedimento	3
	Dispositivo de retenção solto movendo-se com o fluxo	2
	Canal livre com poucos dispositivos de retenção	1
Sedimentos no Local	Pouco ou nenhum alargamento resultante do acúmulo do sedimento	4
	Algumas barreiras de cascalho e pedra bruta e pouco silte	3
	Barreira de sedimento e pedras, areia e silte comuns	2
	Canal dividido em tranças ou rio canalizado	1
Estrutura do barranco do rio	Ausência de barrancos	5
	Barranco estável de rochas e solo fixado por grama, arbusto e raízes	4
	Barranco firme, coberto por gramas e arbustos	3
	Barranco com solo livre e uma camada esparsa de grama e arbustos	2
	Barranco instável com solo e areia soltos, facilmente perturbável	1
Escavação sob o barranco	Pouca ou nenhuma evidência, ou restrita a área de suporte de raízes	4
	Escavações apenas nas curvas e nas constrições	3
	Escavações frequentes	2
	Escavações severas ao longo do canal, com queda de barrancos	1
Leito do rio	Fundo de pedras de vários tamanhos, agrupadas, com interstícios óbvios	4
	Fundo de pedra facilmente móvel, com pouco silte	3
	Fundo de silte, cascalho e areia em locais estáveis	2
	Fundo uniforme de silte e areia livres, substrato de pedra ausente	1
Áreas de corredeiras, poções e Meandros	Distinta, ocorrendo em intervalos de 5 a 7 vezes a largura do rio	4
	Espaçamento irregular	3
	Longos poções separando curtas áreas de corredeiras, meandros ausentes	2
	Meandros e áreas de corredeiras/poções ausentes ou rio canalizado	1
Vegetação Aquática	Quando presente consiste de musgos e manchas de algas	4
	Algas dominantes nos poções, plantas vasculares nas margens	3
	Emaranhados de algas, algumas plantas vasculares e poucos musgos	2
	Algas emaranhadas no fundo, plantas vasculares dominam o canal	1
Detritos	Principalmente folhas e material lenhoso sem sedimento	5
	Principalmente folhas e material lenhoso com sedimento	4
	Pouca folha e madeira, detrito orgânicos finos, floculados, com sedimento	3
	Nenhuma folha ou madeira, liteira grossa e fina com sedimento	2
	Sedimento fino ou anaeróbio, nenhuma liteira grossa ou fina	1

## 1.2 FICHA UTILIZADA PARA O CÁLCULO DO ÍNDICE DE INTEGRIDADE AMBIENTAL (NESSIMIAN *ET AL.*, 2008) ADAPTADO PARA SAVANAS

### 1) Padrão de Uso da Terra além da zona de vegetação ribeirinha

- 0 Cultivos Agrícolas de ciclo curto.
- 1. Pasto.
- 2. Cultivos Agrícolas de ciclo longo.
- 3. Capoeira/
- 4. Floresta Contínua/ início de vegetação de savana

### 2) Largura da Mata Ciliar

- 0 Vegetação arbustiva ciliar ausente.
- 1. Mata ciliar ausente com alguma vegetação arbustiva.
- 2. Mata ciliar bem definida de 1 a 5 m de largura.
- 3. Mata ciliar bem definida entre 5 e 30 m de largura.
- 4. Mata ciliar bem definida com mais de 30 m.
- 5. Continuidade da mata ciliar com a floresta adjacente.

### 3) Estado de preservação da Mata Ciliar

- 0 Cicatrizes profundas com barrancos ao longo do seu comprimento.
- 1. Quebra frequente com algumas cicatrizes e barrancos.
- 2. Quebra ocorrendo em intervalos maiores que 50 m.
- 3. Mata Ciliar intacta sem quebras de continuidade.

### 4) Estado da Mata ciliar dentro de uma faixa de 10 m

- 0 Vegetação constituída de grama e poucos arbustos.
- 1. Mescla de grama com algumas árvores pioneiras e arbustos.
- 2. Espécies pioneiras mescladas com árvores maduras.
- 3. Mais de 90% da densidade é constituída de árvores não pioneiras ou nativas.

### 5) Dispositivos de retenção

- 0 Canal livre com poucos dispositivos de retenção.
- 1. Dispositivo de retenção solto movendo-se com o fluxo.
- 2. Rochas e/ou troncos presentes, mas, preenchidas com sedimento.
- 3. Canal com rochas e/ou troncos firmemente colocadas no local.

### 6) Sedimentos no canal

- 0 Canal dividido em tranças ou rio canalizado.
- 1. Barreira de sedimento e pedras, areia e site comuns.
- 2. Algumas barreiras de cascalho e pedra bruta e pouco site.
- 3. Pouco ou nenhum alargamento resultante de acúmulo de sedimento.

### 7) Estrutura do barranco do rio

- 0 Barranco instável com solo e areia soltos, facilmente perturbável.
- 1. Barranco com solo livre e uma camada esparsa de grama e arbustos.
- 2. Barranco firme, coberto por grama e arbustos.
- 3. Barranco estável de rochas e/ou solo firme, coberto de grama, arbustos e raízes.
- 4. Ausência de barrancos.

### 8) Escavação sob o barranco

- 0 Escavações severas ao longo do canal, com queda de barrancos.
- 1. Escavações frequentes.
- 2. Escavações apenas nas curvas e constrições.
- 3. Pouca ou nenhuma evidência, ou restrita a áreas de suporte de raízes.

### 9) Leito do rio

- 0 Fundo uniforme de site e areia livres, substrato de pedra ausente.
- 1. Fundo de site, cascalho e areia em locais estáveis.
- 2. Fundo de pedra facilmente móvel, com pouco site.

### 10) Áreas de corredeiras e poções ou meandros

- 0 Meandros e áreas de corredeiras/poções ausentes ou rio canalizado.

- 1. Longos poções separando curtas áreas de corredeiras, meandros ausentes.
- 2. Espaçamento irregular.

### 11) Vegetação Aquática

- 0 Algas dominantes nos poções, plantas vasculares em ambiente de água estagnada.

- 1. Emaranhados de algas, algumas plantas vasculares e poucos musgos.
- 2. Algas dominantes nos poções, plantas vasculares semiaquáticas ou aquáticas ao longo da margem.

### 12) Detritos

- 0 Sedimento fino anaeróbico, nenhum detrito bruto.
- 1. Nenhuma folha ou madeira, matéria orgânica bruta e fina com sedimento.
- 2. Pouca folha e madeira, detritos orgânicos finos, floculentos, sem sedimento.
- 3. Principalmente folhas e material lenhoso com sedimento.
- 4. Principalmente folhas e material lenhoso sem sedimento.

(Sem sedimento é ideal)

Questão	Score padronizado (pi)
1	
2	
3	
4	
5	
6	
7	
8	
9	
10	
11	
12	
IIA	

## 2.1 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE PUBLICADOS COM O ORIENTADOR

2.1.1 PERIÓDICO *ZOOTAXA* (AUCKLAND PRINT), ISSN: 1175-5334 (QUALIS A4)

 Zootaxa 4718 (2): 277–284  
<https://www.mapress.com/j/zt/>  
 Copyright © 2020 Magnolia Press

## Article

ISSN 1175-5326 (print edition)  
**ZOOTAXA**  
 ISSN 1175-5334 (online edition)

<https://doi.org/10.11646/zootaxa.4718.2.9>

<http://zoobank.org/urn:lsid:zoobank.org:pub:24880E1B-9624-45A5-AFDB-AE96934DF54D>

### A new species of *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae) and new records of Elmidae from Roraima State, northern Brazil

MARIA DO LIVRAMENTO SAMPAIO DE ALMEIDA<sup>1,4</sup>, ANDRÉ SILVA FERNANDES<sup>2,3</sup> & RAFAEL BOLD-RINI<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Universidade Federal de Roraima (UFRR), Campus Paricarana, Centro de Estudos da Biodiversidade (CBio), Laboratório de Entomologia, CEP 69310-000, Boa Vista, RR, Brazil

<sup>2</sup>Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus de Porto Nacional, Coordenação de Laboratórios de Ciências Biológicas, Laboratório de Entomologia Caixa Postal 136, CEP 77500-000, Porto Nacional, TO, Brazil

<sup>3</sup>Programa de Pós-Graduação, Rede de Biodiversidade e Biotecnologia da Amazônia Legal, CEP 69310-000, Boa Vista, RR, Brazil

<sup>4</sup>Corresponding author. E-mail: [mariasampaio61@gmail.com](mailto:mariasampaio61@gmail.com)

#### Abstract

A new species of *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (*Macrelmis rodrigo* sp. nov.) is described and illustrated based on specimens found in mountainous areas of the northern Roraima State, Brazil. *Pagelmis amazonica* Spangler, 1981, *Potamophilops bostrychophallus* Maier, 2013 and *Stegoelmis geayi* Spangler, 1990 are recorded in Brazil for the first time and new records for *Gyrelmis obesa* Hinton, 1940, *Macrelmis thorpei* Hinton, 1945 and *Neolimnius palpalis* Hinton, 1939 are presented.

**Key words:** aquatic insects, rifle beetles, South America, entomology, taxonomy

#### Introduction

The genus *Macrelmis* Motschulsky, 1859 comprises 61 known species (Jäch *et al.* 2016), being one of the most common and diverse Neotropical genera of the family Elmidae that includes more than 1500 described species (Short 2018). The genus is distributed from southern North America to southern South America. The presence of a short accessory stria on elytral base, between first and second striae, is the most distinctive character and may be used to separate *Macrelmis* from the remaining Neotropical Elmidae genera (Spangler 1997).

In recent years, many papers were published describing new *Macrelmis* species (Passos & Felix 2004, Manzo 2003, Monte & Mascagni 2012, Sampaio *et al.* 2012, Barbosa *et al.* 2013, Passos *et al.* 2015) and, despite conspicuous size (2.75–6.00 mm) of individuals (Hinton 1940, Passos *et al.* 2015) it seems that many new species still remain to be found in the vast and poorly sampled Neotropics.

For an easier comparison among all *Macrelmis* species, Hinton (1940) erected two species groups (*granigera* and *striata*) based mainly on a combination of external characters. Following that, Hinton (1946), Spangler (1997) and Sampaio (2012) erected another four species groups (*clipeata*, *milleri*, *aristea* and *celsa*). Passos *et al.* (2015) summarized the information concerning the former six species groups and erected another four (*alea*, *amazonica*, *grandis*, *jureceki*), resulting in the current ten species groups herein adopted.

In this paper, we describe and illustrate *Macrelmis rodrigo* sp. nov., a new species of the *amazonica* species group and present new records for the fauna of Elmidae from the Roraima State (RR), Brazil.

#### Material and methods

The specimens were captured with light traps (white and UV lights) and collected manually in the submerged litter, woods and rocks. The material was fixed in 80% alcohol and stored in microtubes. Male genitalia were extracted

and mounted on temporary slides with glycerin for examination. Pictures were taken with the aid of a light microscope Nikon Eclipse E200 and a stereomicroscope Olympus SZ2-LGB, both equipped with BIOPTIKA CMOS-10.0 digital camera or with a Nikon D7100 and a 105mm lens. Line drawings were made in Adobe Illustrator CC® based on photographs. Distribution map of Elmidae species surveyed for Roraima State was made in QGIS 2.18 Las Palmas.

The material examined is deposited in the Zoological Collection of the Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, Brazil (UFRR) and in the Invertebrate Collection of the Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA).

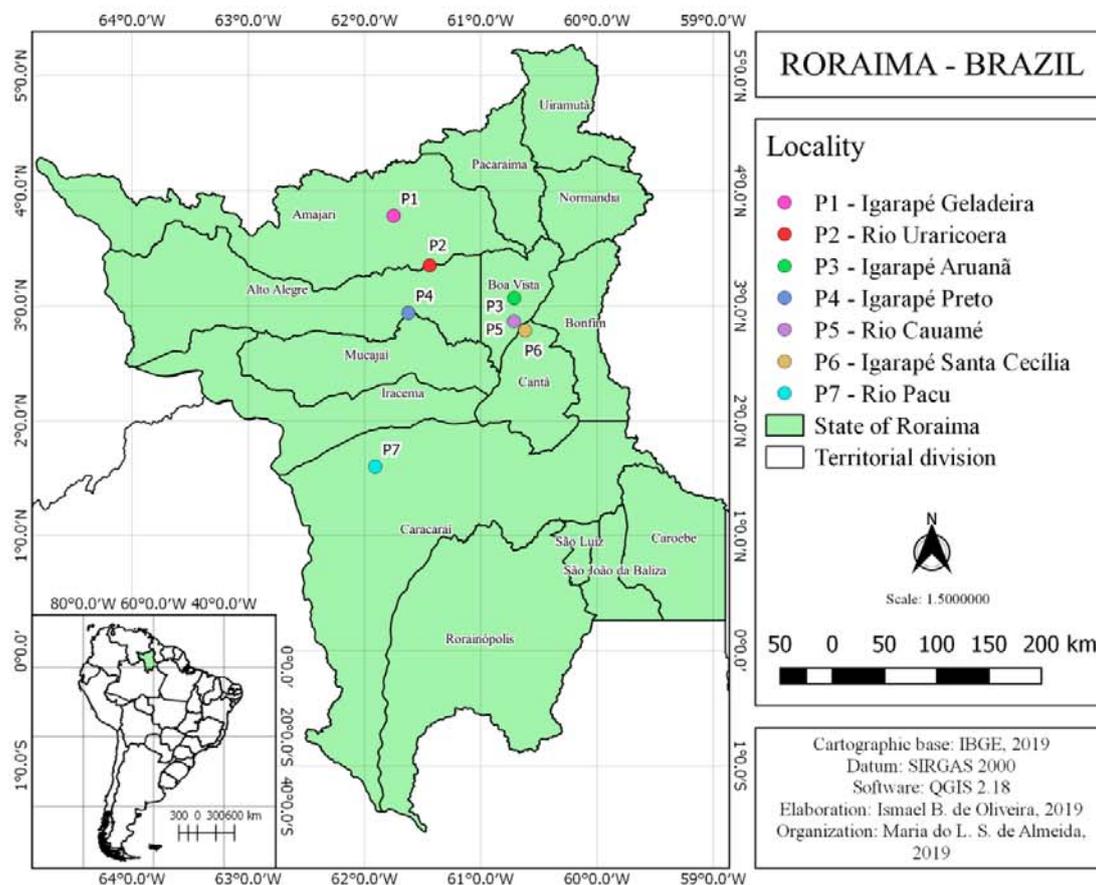


FIGURE 1. Sampled sites where Elmidae species were collected in Roraima State, Brazil.

## Results

### *Macrelmis rodrigo* sp. nov.

(Figs 2–6)

**Diagnosis.** Body parallel-sided, robust. Pronotum wider than long, without gibbositities; median longitudinal impression well visible, extending from basal 1/4 to apical 1/4; sublateral carina extending from base to anterior margin; elytral base wider than pronotum; elytral apices together forming nearly flat to broadly rounded margin with small and shallow medial sulcus. Aedeagus with median lobe straight, in dorsal view, tapering from base to rounded apex, 1.5 times longer than the parameres; phallobasis shorter than median lobe

**Description:** *Holotype:* male. Length: 3.0 mm; maximum width 1.2 mm (across apical 1/4 of elytra); pronotal length 0.9 mm; pronotal width 1.0 mm; elytral length 2.1 mm. Body parallel-sided, robust.

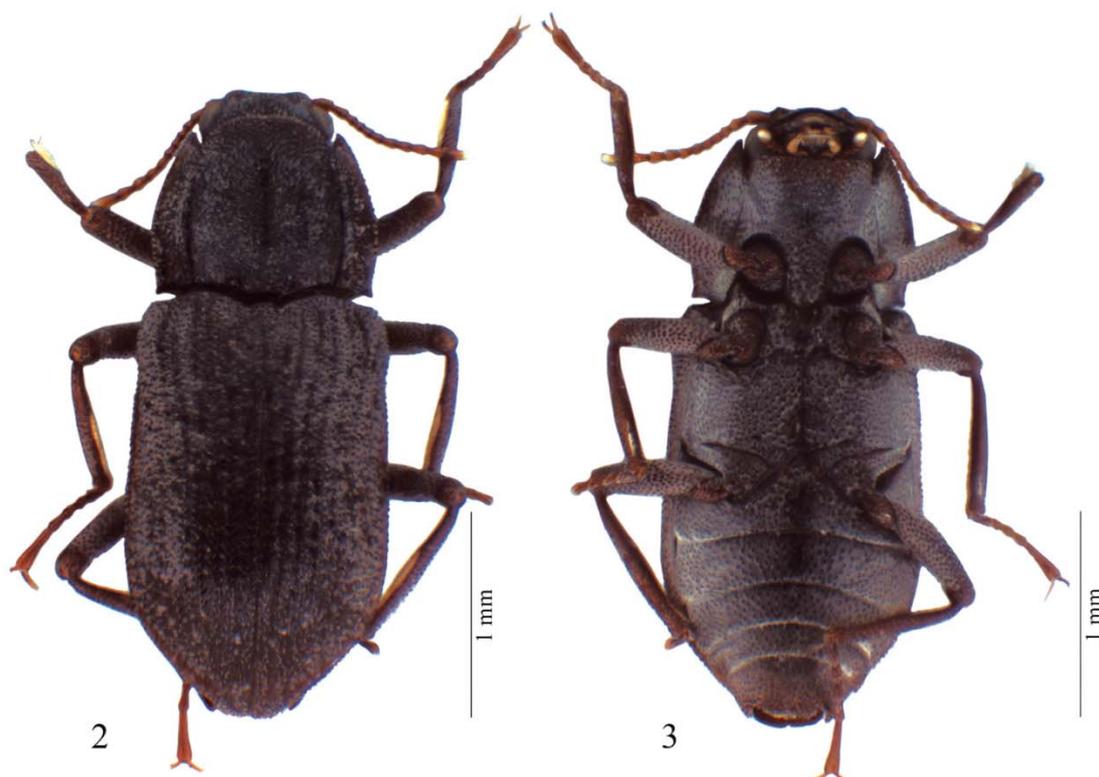
Color (Figs 2, 3): Cuticle dark brown, except for: antennae, tarsomeres, tarsal claws, mouth parts rufo-testaceous; golden tomentum and setae over the body.

*Head*: Covered with granules. Eyes rounded. Antenna 11-segmented, filiform, first, second and last segments elongate; last segment with subtriangular apex. Labrum subrectangular, anterior angles rounded. Clypeus subrectangular, covered with fine, sparse golden setae. Maxillary palpus with last segment rounded and larger than remaining segments combined. Labial palpus with last segment rounded and larger than remaining segments combined.

*Thorax* (Figs 2, 3): Pronotum slightly wider (1.0 mm at base, 0.7 mm on apex) than long (0.9 mm); granulated, with coarser granules near lateral margin; covered with short and sparse golden setae; median longitudinal impression well visible, shallow; lateral margin crenate; sublateral carinae narrow, strongly raised, extending along entire length; anterior angles sharp, projected. Hypomeron granulate. Elytra 2.1 mm long, 1.2 mm wide; intervals slightly convex near base; lateral margin crenate; humeral angle subquadrate; accessory stria 1/4 as long as elytra; apices together forming nearly flat to broadly rounded margin with small and shallow medial sulcus; epipleura with sparse fine granules. Scutellum convex at base, forming V-shape angle at apex. Prosternum granulate with anterior margin truncate; prosternal process longer than wide, extending beyond front coxae, lateral margins nearly straight, apex rounded; metaventricle wider than long, 1.7 times longer than mesoventricle, metaventricle with median groove extending from near posterior to near anterior margin. Legs slender; coxae granulate; tibiae granulate, with apical fringes of tomentum as follows: pro-tibiae with one outer fringe extending from apex to middle; meso-tibiae with two fringes, outer extending from apex to middle, inner on distal 1/4; meta-tibiae with one posterior fringe on distal 1/4.

*Abdomen*: ventrites granulate, more tomentose laterally, except of ventrite V; ventrites IV and V with posterior angles produced.

*Genitalia* (Figs 4-6): Median lobe straight, in dorsal view, tapering from base to rounded apex, 1.5 times longer than the parameres; parameres slender, outer margin straight, inner margin gradually narrowing in apical 3/5 and straight in apical 1/3; phallobasis shorter than median lobe; in dorsal view nearly straight from apex to base, base diagonally excavated at right side; in lateral view, basal 2/5 nearly straight, apical 3/5 bent ventrally.



FIGURES 2–3. Habitus of *Macrelmis rodrigo* sp. nov., male: 2) dorsal view; 3) ventral view.

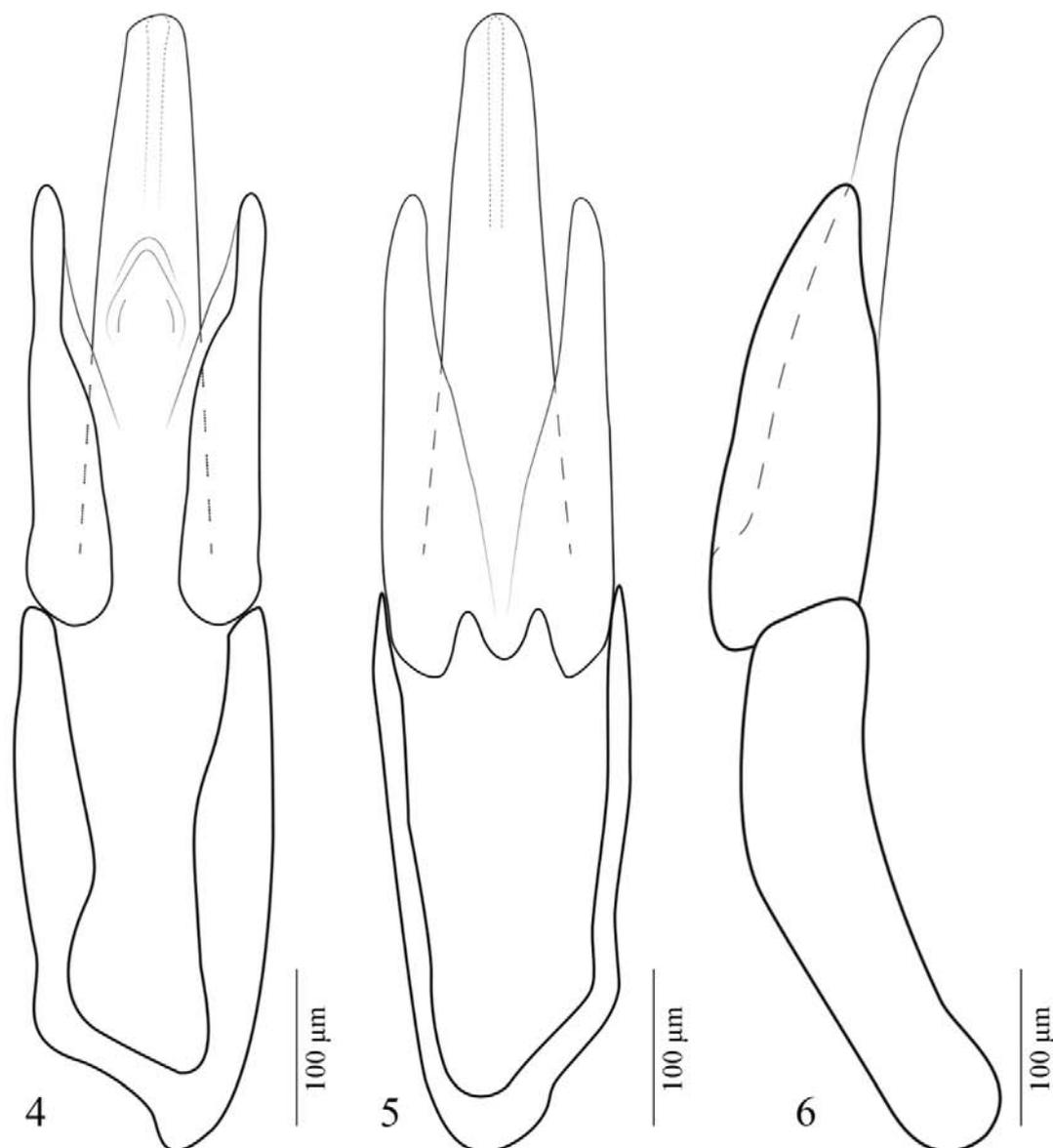
*Female.* Unknown.

*Plastron:* Present on entire surface of the body, except: antennae, mouthparts, tarsi and tarsal claws.

**Intraspecific variation.** The specimens examined showed no significant morphological variation.

**Etymology.** The specific epithet honors Rodrigo Lopes Borges, a friend and student of biology, who devoted himself to Elmidae during his undergraduate studies but passed away due to cancer.

**Distribution.** Roraima State, Brazil (Fig. 1—P1).



**FIGURES 4–6.** *Macrelmis rodrigo* sp. nov., male genitalia: 4) ventral view; 5) dorsal view; 6) lateral view.

**Type series.** *Holotype:* male, Brazil, Roraima State, Amajari municipality, Igarapé Geladeira (P1) (03°47'02" N/ 61°45'03" W), R. Boldrini, 18.XII.2014, aquatic sampling D net, litter submerged and rocks (INPA). *Paratype:* two males, same data as holotype (UFRR).

**Taxonomical notes.** *Macrelmis rodrigo* sp. nov. is herein placed as a member of the *amazonica* species group Passos, Miranda & Nessimian 2015, along with *Macrelmis amazonica* (Hinton, 1945), *Macrelmis terea* (Hinton,

1946), *Macrelmis thorpei* (Hinton, 1946) and *Macrelmis tityra* (Hinton, 1946) for having aedeagus with rounded apex and significantly longer than parameres. However, in another excerpt of their paper, Passos, Miranda & Nessimian 2015 present a diagnostic table to distinguish *Macrelmis* species groups, where they stated a proportion of 1/3 for what we suppose should be the maximum expected size for the parameres in relation to the aedeagus. Therefore, based on the fact that Passos, Miranda & Nessimian 2015 erected the *amazonica* species group based on *M. amazonica* and also included *M. thorpei* as a member, both species pursuing parameres much longer than the referred 1/3 of the aedeagus, we assumed that the table presented on their work is wrong or misexplained. Even we would like to emphasize our concern about species group arrangement based on as few characteristics from a single structure as established by Passos, Miranda & Nessimian 2015 and that it is an artificial division, it is still useful for identifying species of larger elmid genera like *Macrelmis*. However, the groups should not be taken as taxonomic categories and may be avoided once natural grouping, based on thorough systematic revision, become available.

Regarding the species of the *amazonica* species group, the new species can be distinguished from *M. amazonica* by having parameres slightly constricted pre-apically; from *M. terea* by having aedeagus narrower than broad, nearly of the length as basal lobe; from *M. thorpei* by having aedeagus in dorsal view without constriction and 1.5 times longer than parameres (dorsal view); and from *M. tityra* by having parameres longer, extending beyond midlength of main lobe. It differs from species of all other species groups by having penis with broadly rounded apex and 1.5 times longer than parameres, absence of any constriction in dorsal view or folded structures ventrally on aedeagus (Figs 4, 5, 6). It also differs from the remaining species without assignment to any species groups, *Macrelmis bispo* Barbosa, Fernandes & Oliveira 2013, *Macrelmis eliciei* Monte & Mascagni 2012, *Macrelmis germaini* (Grouvelle 1896), *Macrelmis immsi* (Hinton 1936), *Macrelmis saltensis* Manzo 2003 and *Macrelmis steineri* Spangler 1980 by the size and shape of aedeagus, parameres and by lacking any remarkable feature like distinctive hair, setae or sponge like structures on the male genitalia.

## New records

### *Gyrelmis obesa* Hinton, 1940

(Fig. 7)

**Diagnosis:** Body robust, obovate, length 4.95 mm; cuticle shining black to rufo-piceous; pronotum with median longitudinal impression deep, broad, and long; tibiae with dark gray bands; parameres in dorsal view sinuous, with apices curved inward and in lateral view slightly arcuate apically (Hinton 1940, Spangler 1990).

**Distribution:** Guiana Francesa, Brazil (Amazonas). **New record:** Roraima State.

**Material examined.** Brazil, Roraima State, Boa Vista municipality, Igarapé Aruanã (P3) (03°04'00.40"N/60°42'46.24"W), Pennsylvania trap, F.S.Barbosa, 27.VIII.2017, one male (UFRR).

### *Macrelmis thorpei* Hinton, 1945

(Fig. 8)

**Diagnosis:** Body robust, length 3.00 mm; sublateral carinae on the pronotum poorly developed; surface of pronotum and elytra clothed with erect microscopic setae; entire surface of metasternal disk tomentose; hind tibiae with two apical tomentose fringes on the; parameres much shorter than median lobe (Hinton 1945).

**Distribution:** Brazil (Amazonas). **New record:** Roraima State.

**Material examined.** Brazil, Roraima State, Alto Alegre municipality, Flona de Roraima, Igarapé Preto (P4) (02°56'18.05"N/ 61°37'27.28"W), Pennsylvania trap, R. Boldrini, 18.XII.2017, two males (UFRR).

### *Neolimnius palpalis* Hinton, 1939

(Fig. 9)

**Diagnosis:** Body enlongate, length 1.1 mm, subparallel; lacinia and galea very long, narrow and nearly parallel-

sided; pronotum with deep and complete transverse depression on apical 2/5, with a nearly complete sublateral longitudinal carina and sublateral carina on each side of basal 1/4 of sublateral carinae; basal margin of pronotum not emarginate in front of scutellum (Hinton 1939, Manzo 2005).

**Distribution:** French Guiana, Brazil (Amazonas, Pará). **New record:** Roraima State.

**Material examined.** Brazil, Roraima State, Cantá municipality, Santa Cecília, Igarapé Santa Cecília (P6) (02°46'57.52"N/ 60°37'09.87"W), light trap, I.B. Oliveira, 15.IX.2017, one female (UFRR).

***Pagelmis amazonica* Spangler, 1981**

(Fig. 10)

**Diagnosis:** Body elongate, small, length 1.8 mm, subparallel, and moderately convex; pronotum without carinae or impressions; integument with an opaque plastron which apparently covers body except head, eyes, antennae, mouthparts, middle of mesosternum, metasternum between middle coxae, a narrow medial area on basal two thirds; tibiae without cleaning fringes; sides of prosternal process parallel and narrow, around 1/3 as wide as long; trochanters of male hind legs with apicoventral tubercle (Spangler 1981, Manzo 2005).

**Distribution:** Ecuador, Suriname. **New record:** Brazil, Roraima State.

**Material examined.** Brazil, Roraima State, Boa Vista municipality, Rio Cauamé (P5) (02°51'49.00"N/60°42'55.00"W), Pennsylvania, R. Boldrini, 10.VI.2017, three males, one female (UFRR).

***Potamophilops bostrychophallus* Maier, 2013**

(Fig. 11)

**Diagnosis:** Body robust (5.8 mm); accessory elytral stria absent; pronotum with a deep and transverse impression on the anterior third (Maier 2013).

**Distribution:** Venezuela. **New record:** Brazil, Roraima State.

**Material examined.** Brazil, Roraima State, Amajari municipality, Esec Maracá, Rio Uraricoera (P2) (03°21'03.00"N/ 61°26'27.00"W), Pennsylvania trap, R. Boldrini, 23-24.IX.2017, four males (UFRR).

***Stegoelmis geayi* Spangler, 1990**

(Fig. 12)

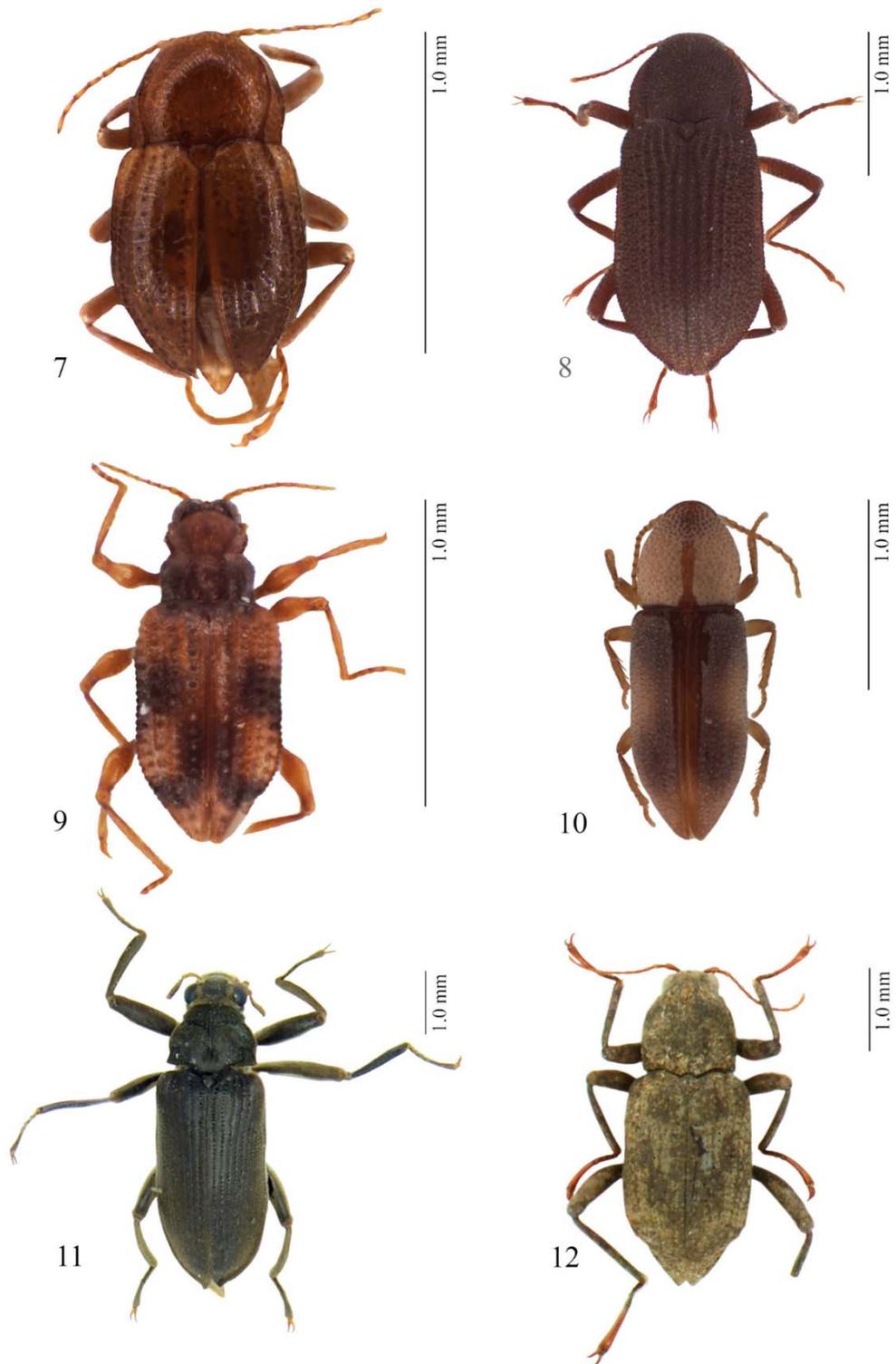
**Diagnosis:** Body robust, length 5.2 mm, elongate, subparallel; pronotum with distinct, deep, longitudinal impression on meson; sublateral pronotal gibbositities absent or vague; posterolateral elytral protuberances small; hypomer-al punctures coarse and dense; male metatibiae with short, indistinct, apicomedial cleaning fringe of golden setae; elytral apices dehiscent, not rounded; head with median, shallow, broad, longitudinal impression between antennal acetabula not extending to thickened clypeal rim (Spangler 1990).

**Distribution:** Ecuador, French Guiana, Guyana, Venezuela. **New record:** Brazil, Roraima State.

**Material examined.** BRAZIL, Roraima State, Caracarai municipality, Serra da Mocidade, Igarapé Pacu (P7) (01°36.060'N/ 061°54'548'W), Coleta ativa, R. Boldrini, 15.I.2016, two males (UFRR).

**Acknowledgements**

We would like to express our gratitude to the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) for financial support (process 407623/ 2013-2 and 401784/ 2016-9); to the Expedition "Biodiversity of the Serra da Mocidade", the result of a collaboration between the Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), Comando Militar da Amazônia (CMA), and Grifa Filmes; and Universidade Federal de Roraima (UFRR) for logistic support, and Ismael Barreto de Oliveira for the map elaboration and for taking photos of the species and help to prepare the plates.



**FIGURES 7–12.** Elmidae adults, dorsal view: 7) *Gyrelmis obesa*; 8) *Macrelmis thorpei*; 9) *Neolimnius palpalis*; 10) *Pagelmis amazonica*; 11) *Potamophilops bostrychophallus*; 12) *Stegoelmis geayi*.

## References

- Barbosa, F.F., Fernandes, A.S. & Oliveira, L.G. (2013) Three new species of *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from the Brazilian Cerrado Biome with updated key for the *Macrelmis* of Brazil. *Zootaxa*, 3736 (2), 128–142.  
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.3736.2.2>
- Grouvelle, A. (1896) Descriptions de Dryopides (Parnides) et Helmidés Nouveaux. *Notes from the Leyden Museum*, 18, 33–52.
- Hinton, H.E. (1936) Descriptions and figures of new Brazilian Dryopidae (Coleoptera). *The Entomologist*, 69, 283–289
- Hinton, H.E. (1939) On some new genera and species of Neotropical Dryopoidea (Coleoptera). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 89 (3), 23–45.  
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1939.tb01021.x>
- Hinton, H.E. (1940) The Peruvian and Bolivian species of *Macrelmis* Motsch. (Coleoptera, Elmidae). *The Transactions of the Linnean Society of London*, 1 (2), 117–147.  
<https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1940.tb00007.x>
- Hinton, H.E. (1940) A Monograph of *Gyrelmis* gen. n., With a Study of the Variation of the Internal Anatomy (Coleoptera, Elmidae). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 90 (13), 375–409.  
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1940.tb01027.x>
- Hinton, H.E. (1945) Description of the two species of *Elsianus* Sharp, with a key to the graniger species-group (Col., Elminae). *Entomologist's Monthly Magazine*, 81 (64), 90–92.
- Hinton, H.E. (1946) A Synopsis of the Brazilian species of *Elsianus* Sharp (Coleoptera, Elmidae). *Transaction of Royal of Entomological Society of London*, 96 (8), 125–149.  
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1946.tb00447.x>
- Jäch, M.A., Kodada, J., Brojer, M., Shepard, W.D. & Čiampor-Jr, F. (2016) Coleoptera: Elmidae and Protelmidae. *World Catalogue of Insects*, 14, 1–340.  
<https://doi.org/10.1163/9789004291775>
- Maier, C.A. (2013) A revision of the Larinae (Coleoptera, Elmidae) of Venezuela, with description of nine new species. *Zookeys*, 329, 33–91.  
<https://doi.org/10.3897/zookeys.329.4961>
- Manzo, V. (2003) A New Species of *Macrelmis* Motschulsky from Argentina (Coleoptera: Elmidae). *Aquatic Insects*, 25 (3), 169–175.  
<https://doi.org/10.1076/aqin.25.3.169.15261>
- Manzo, V. (2005) Key to the South America genera of Elmidae (Insecta: Coleoptera) with distributional data. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 40 (3), 201–208.  
<https://doi.org/10.1080/01650520500140619>
- Monte, C. & Mascagni, A. (2012) Review of the Elmidae of Ecuador with the description of ten new species (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa*, 3342 (1), 1–38.  
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.3342.1.1>
- Passos, M.I.S. & Felix, M. (2004) A New Species of *Macrelmis* Motschulsky from Southeastern Brazil (Coleoptera: Elmidae: Elminae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 39 (1), 49–51.  
<https://doi.org/10.1080/01650520412331270963>
- Passos, M.I.S., Miranda, G.S. & Nessimian, J.L. (2015) Three new species of *Macrelmis* Motschulsky (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Southeastern Brazil with new definition of species groups to the genus. *Zootaxa*, 4058 (2), 195–210.  
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.4058.2.3>
- Sampaio, B.H.L., Passos, M.I.S. & Ferreira-Jr, N. (2012) Two new species of *Macrelmis* Motschulsky (Coleoptera: Elmidae) and a new record of *Macrelmis* isis (Hinton) from Southeastern Brazil. *Zootaxa*, 3478, 164–168.
- Short, A.E. (2018) Systematics of aquatic beetles (Coleoptera), current state and future directions. *Systematic Entomology*, 43, 1–18.  
<https://doi.org/10.1111/syen.12270>
- Spangler, P.J. (1980) Aquatic Coleoptera. In: Roback, S.S., L. Berner, O.S. Flint- Jr, N. Nieser & P.J. Spangler, Results of the Catherwood Bolivian-Peruvian Altiplano Expedition. Part I. Aquatic insects except Diptera. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 132, pp. 176–217.
- Spangler, P.J. (1981) *Pagelmis amazonica*, a new genus and species of water beetle from Ecuador (Coleoptera: Elmidae). *Pan-Pac Entomologist*, 57, 286–294.
- Spangler, P.J. (1997) Two new species of the aquatic beetle genus *Macrelmis* Motschulsky from Venezuela (Coleoptera: Elmidae: Elminae). *Insecta Mundi*, 11 (1), 01–08.
- Spangler, P.J. (1990) A Revision of the Neotropical Aquatic Beetle Genus *Stegoelmis* (Coleoptera: Elmidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 5 (02), 1–60.  
<https://doi.org/10.5479/si.00810282.502>

## ORIGINAL ARTICLE

**Notes on *Stenhelmoides* and description of the true male genitalia of *S. strictifrons* Grouvelle, 1908 (Coleoptera: Elmidae)**André S. FERNANDES<sup>1, 2, \*</sup> , Thiago T.S. POLIZEI<sup>3</sup>, Rafael BOLDRINI<sup>2, 4</sup><sup>1</sup> Universidade Federal do Tocantins, Campus de Porto Nacional, Coordenação de Laboratórios de Ciências Biológicas, Laboratório de Entomologia, CP 136, CEP 77500-000 Porto Nacional – TO, Brazil<sup>2</sup> Programa de Pós-Graduação Rede de Biodiversidade e Biotecnologia da Amazônia Legal - Bionorte, Polo UFRB, CEP 69310-000 Boa Vista – RR, Brazil<sup>3</sup> Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Laboratório de Coleoptera, Av. Nazaré 481, CEP 04263-000 São Paulo – SP, Brazil<sup>4</sup> Universidade Federal de Roraima, Campus Paricarana, Centro de Estudos da Biodiversidade, Laboratório de Entomologia, CEP 69310-000 Boa Vista – RR, Brazil\* Corresponding author: [andresf@uft.edu.br](mailto:andresf@uft.edu.br);  <https://orcid.org/0000-0002-5635-0291>**ABSTRACT**

The genus *Stenhelmoides* comprises 15 species spread over all Central and South America and its greatest species richness is clearly associated with Amazonian regions. Based on examination of type specimens and additional material, we describe and illustrate the true male genitalia of *Stenhelmoides strictifrons*, which had until now been incorrectly illustrated in the literature. We also report new records of the genus *Stenhelmoides* from Brazil and Guyana. In addition to pictures of the species' *habitus*, we provide pictures of the type specimens of *Stenhelmoides grandis*, *S. grouvellei*, *S. guyanensis*; *S. strictifrons* and *S. submaculus*. Based on the International Code of Zoological Nomenclature, we recognize additional paralectotypes for *S. guyanensis* and for *S. grouvellei*.

**KEYWORDS:** riffle beetles, aquatic insects, morphology, Neotropics, taxonomy**Notas sobre *Stenhelmoides* e descrição da genitália verdadeira do macho de *S. strictifrons* Grouvelle, 1908 (Coleoptera: Elmidae)****RESUMO**

O gênero *Stenhelmoides* compreende 15 espécies espalhadas por toda a América Central e do Sul e sua maior riqueza de espécies está claramente relacionada às regiões amazônicas. Com base no estudo de espécimes-tipo e material adicional, nós descrevemos e ilustramos a genitália verdadeira do macho de *Stenhelmoides strictifrons*, que, até então, estava representada de maneira equivocada na literatura. Nós também reportamos novos registros de *Stenhelmoides* para o Brasil e Guiana. Além de imagens do *habitus* das espécies, fornecemos fotografias dos espécimes-tipo de *Stenhelmoides grandis*, *S. grouvellei*, *S. guyanensis*; *S. strictifrons* e *S. submaculus*. De acordo com as regras e recomendações do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, reconhecemos paralectótipos adicionais das espécies *S. guyanensis* e *S. grouvellei*.

**PALAVRAS-CHAVE:** besouros de correnteza, insetos aquáticos, morfologia, Neotrópico, taxonomia**INTRODUCTION**

Elmidae Curtis, 1830 is a cosmopolitan family of Coleoptera with around 1503 known species distributed in 151 genera (Jäch *et al.* 2016; Short 2018). The family has its greatest richness and abundance in the Neotropical region (Jäch and Balke 2008) and, as expected, the Amazonian elmidae fauna is very diverse.

The genus *Stenhelmoides* Grouvelle, 1908 comprises 15 species distributed throughout the Neotropical region, from

Mexico to Paraguay (Jäch *et al.* 2016). Despite being more likely associated with Amazonian regions, where most of the known species can be found, the genus seems to potentially occur in many kinds of Neotropical biomes.

Grouvelle (1908) described *Stenhelmoides* based on two species, *Stenhelmoides strictifrons* and *Stenhelmoides guyanensis* from French Guiana (Rivière Lunier, Tumuc Humac), but without designating a type series, nor did he mention the number of specimens examined for either species. Delève, in the 1960s, examined Grouvelle's collection and designated

**CITE AS:** Fernandes, A.S.; Polizei, T.T.S.; Boldrini, R. 2020. Notes on *Stenhelmoides* and description of the true male genitalia of *S. strictifrons* Grouvelle, 1908 (Coleoptera: Elmidae). *Acta Amazonica* 50: 317-326.

types for many species, including the “holotype” for *S. strictifrons*, based on a female specimen (Spangler and Perkins 1989). Despite having labelled the specimen, Delève (1970) did not include this information in his subsequent publication about *S. strictifrons*. Finally, Spangler and Perkins (1989) revised the genus *Stenhelmoides*, and redescribed all known species, including *S. strictifrons*. They also chose a male from Grouvelle’s collection, labeled similarly to the “holotype”, to include in the type series as a paralectotype. They described and illustrated its genitalia.

After carefully checking specimens of *Stenhelmoides strictifrons* from many localities of Brazil and examining the type specimens (lectotype and paralectotype) housed in the Muséum National d’Histoire Naturelle, Paris, we concluded that the male genitalia of the species was incorrectly illustrated by Spangler and Perkins (1989). To rectify the morphological description of the species and avoid potential errors by other researchers when trying to identify *Stenhelmoides* species, we describe and illustrate the correct male genitalia of *S. strictifrons*.

We also report new records for *Stenhelmoides beebii* Spangler and Perkins, 1989, *Stenhelmoides stegastus* Spangler and Perkins, 1989, *Stenhelmoides strictifrons* Grouvelle, 1908, *Stenhelmoides platysternum* Spangler and Perkins, 1989, and *Stenhelmoides variabilis* Spangler and Perkins, 1989 in Brazil, and *S. stegastus* and *S. variabilis* in Guyana. These are the first records for *Stenhelmoides* in the Brazilian states of Amapá, Bahia, Minas Gerais, Roraima and Tocantins. For the first time, *habitus* photographs of type specimens of the following species are provided: *Stenhelmoides grandis* Spangler and Perkins, 1989, *Stenhelmoides grouvellei* Pic, 1923, *Stenhelmoides guyanensis* Grouvelle, 1908, *S. strictifrons* Grouvelle, 1908, and *Stenhelmoides submaculus* Hinton, 1937.

Based on examination of the type series housed in the collection of the Muséum National d’Histoire Naturelle, Paris and following information provided in Spangler and Perkins (1989), Monte and Mascagni (2016), and Polizei and Casari (2019), we recognized one type specimen of *S. guyanensis* as a paralectotype and several paralectotypes of *S. grouvellei*.

## MATERIAL AND METHODS

The material studied came from different Brazilian and international collections (listed below). Species level identifications were made using the taxonomic key of Spangler and Perkins (1989), original species descriptions and examination of type material. A Leica MS5 (Wetzlar, Germany) stereoscopic microscope was used for morphological studies and a Canon EOS550D (Tokyo, Japan), attached to a Leica N205A (Wetzlar, Germany) stereoscopic microscope, was used to photograph the specimens. Images were treated on Combine ZM and Adobe Photoshop.

For examination of male genitalia, the aedeagi were extracted from the specimens, cleared in heated 10% KOH for five minutes (Brown 1972) and mounted on temporary slides with glycerin. Pictures were taken with the aid of a light microscope Nikon model Eclipse E200 (Tokyo, Japan), equipped with BIOPTIKA CMOS-10.0. Drawings were made on Camara Lucida and digitalized on Adobe Illustrator. Dissected genitalia were stored in microvials with glycerin attached to the same pin as the specimen.

The general morphological terminology follows Kodada *et al.* (2016). Specimen labels are quoted verbatim. Change of lines are indicated by “/” and different labels are separated by “//”. Localities followed by “\*” represent new records.

The following collections were visited and/or contain deposited specimens (curator in parentheses):

CELAMARH – Coleção Entomológica do Laboratório de Meio Ambiente e Recursos Hídricos, Universidade Federal de Goiás – Goiânia, Goiás, Brazil (Leandro G. Oliveira);

CEUFT – Coleção de Entomologia da Universidade Federal do Tocantins, Laboratório de Entomologia – Porto Nacional, Tocantins, Brazil (Tiago K. Krolow);

CZMT-CEMT – Setor de Entomologia da Coleção Zoológica da Universidade Federal de Mato Grosso, Departamento de Biologia e Zoologia – Cuiabá, Mato Grosso, Brazil (Fernando Vaz-de-Mello);

DZUFRJ – Coleção José Alfredo Pinheiro Dutra, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro – Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil (Nelson Ferreira-Jr);

INPA – Coleção de Invertebrados, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – Manaus, Amazonas, Brazil (Márcio Oliveira);

MNHN – Muséum National d’Histoire Naturelle – Paris, France (Thierry Deuve);

MZSP – Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo – São Paulo, São Paulo, Brazil (Sônia A. Casari);

NHMUK – Natural History Museum – London, UK (Max Barclay).

## RESULTS

*Stenhelmoides* Grouvelle, 1908

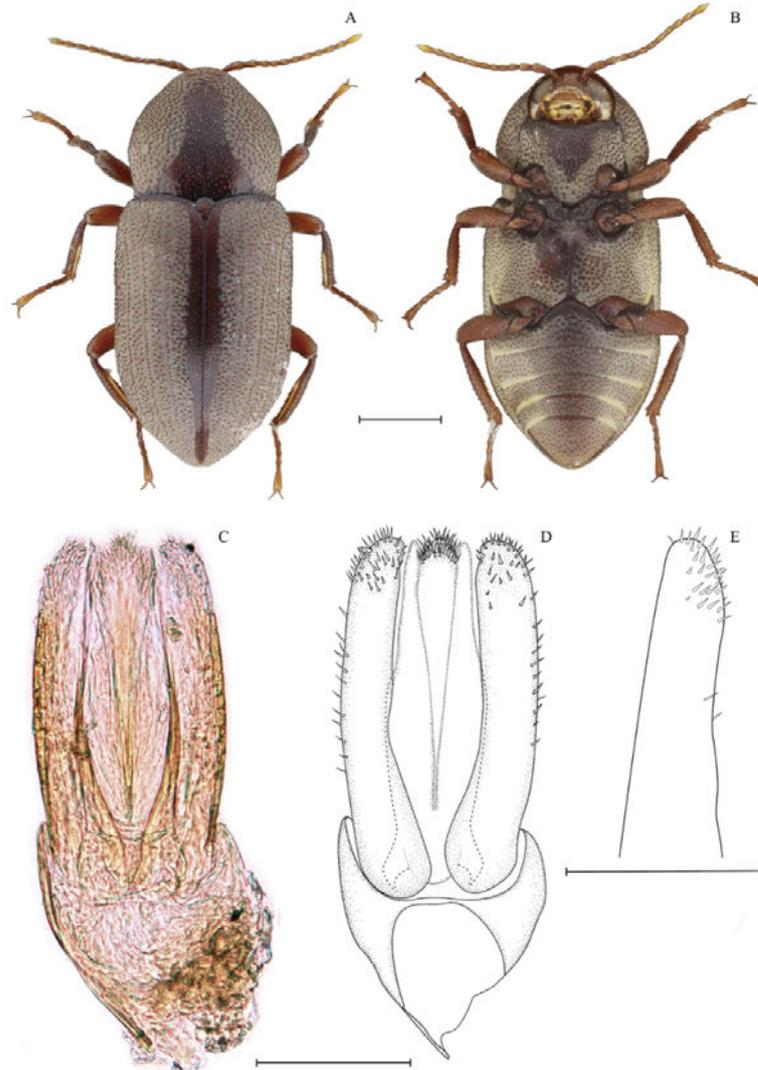
(Figures 1 – 3)

*Stenhelmoides strictifrons* Grouvelle 1908

(Figures 1, 3e)

**Diagnosis.** (Modified from Spangler and Perkins 1989) *Stenhelmoides strictifrons* can be distinguished from all species of *Stenhelmoides* by its small size (2.04 – 2.52 mm), the dorsal plastron pattern on the pronotum, the metaventrite being slightly depressed, the elytral granules organized in rows, the absence of hair-like setae tufts on tarsi and the male genitalia with the apical surface of the parameres and median lobe densely covered with spine-like setae (Figures 1c–e).

**Male genitalia.** Phallobase (Figures 1c, d) broad and short. In dorsal view, 1.3 times broader at base than parameres and three-fifths their length. Parameres (Figures 1c–e) as long as median lobe. In dorsal view (Figures 1c–d) not tapering to apex, slightly curved toward median lobe, apices feebly invaginated on internal lateral margin, rounded and covered with distinct spine-like setae over apical one-fifth. In lateral view (Figure 1e) dorsal margin nearly straight, ventral margin sinuous, apex rounded, spine-like setae concentrated on apical



**Figure 1.** *Stenhelmoides strictifrons* Grouvelle, 1908, Male. Habitus (MZSP 31442): A – dorsal view; B – ventral view. Aedeagus: C – dorsal view; D – ventral view; E – apex of paramere in lateral view. Scale bar: (A–B) = 0,5 mm, (C–E) = 0,1 mm. This figure is in color in the electronic version.

portion of ventral margin and pointed to venter. Median lobe long and richly adorned with spine-like setae. In dorsal view (Figures 1c–d) surrounded by dehiscent membranous structure, apex rounded and densely covered with spine-like setae thinner than those of the parameres. In lateral view completely covered by the parameres.

**Type locality:** French Guiana: Rivière Lunier.

**Distribution:** Brazil (Amapá\*, Amazonas\*, Bahia\*, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais\*, Pará, São Paulo, Tocantins\*), French Guiana, Guyana, Peru, Venezuela.

**Material examined.** Lectotype (female) and paralectotype (male); ♀ // MUSEUM PARIS / GUYANE / RIVIÈRE LUNIER / TUMUC HUMAC / F.GEAY 1899 // Holotype // Muséum / Paris. (MNHN). ♂ // MUSEUM PARIS / GUYANE / RIVIÈRE LUNIER / F.GEAY 1899 // Type / *Helmis discreta* / Grouv // Paralectotype / *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908. (MNHN). **Additional material.** BRASIL. Amapá. / Tartarugalzinho. Igarapé do / Henrique. BR 156. 07.VII.2011 - / 1m. 01°45'56.5"N 50°52'40.5"W / A.Pes; P.Cruz & N.Hamada leg. // Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (21 in INPA). (#01) BRASIL. Amapá. Serra do / Navio. Rio Cachaço. Cachoeira / do Fernando. 02.VIII.2011 61m. / A.Pes; P.Cruz & N.Hamada leg. / 00°53'18.8"N 52°01'22.9"W // Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (1 in INPA). BRASIL: Amazonas: Presidente / Figueiredo, Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, km 20, / AM-240, A. S. Fernandes / e P. V. Cruz Legs. 19/10/2008 / Armadilha Lençol Iluminado / Lâmpada Mista de Mercúrio (2 in DZUFRJ, 2 in INPA). BRASIL. Amazonas. São / Gabriel da Cachoeira. (#04) / Paricachoeira. Igarapé Samaúma. / 17-20.III.2016 Pensylvania Trap. / 00°15'34.7"S 59°47'15.3"W // Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (1 in INPA). BRAZIL: Amazonas: Presidente / Figueiredo, Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, / 59°51'29.7"W/2°02'58.3"S, / Light trap. P. V. Cruz leg. 19.x.2008 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / André Fernandes det. (4 in INPA). BRASIL: Amazonas: Presidente / Figueiredo. Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, km 20 (AM- / 240). 2°02'S; 59°50'W. Luz negra / Pensilvânia trap. 4-5.VII.2000 / Ana Maria Oliveira Pes leg. // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. VI.2019 (5 in MZSP) (MZSP 42706-42710). Brasil. Bahia. Taperoá. / Opalma. Dendê. 07.I.2011 / 500m. Light trap. / Adolfo Calor et al. leg.

// Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2016 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% // MZSP 31442 (1 in MZSP). Brasil. Bahia. Ituberá. Pratingi / 11-12.III.2011 1000m. Light trap / Adolfo Calor et al. leg. // Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2016 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% // MZSP 31443 (1 in MZSP). BRAZIL: Goiás: Rio Verde, / 17°37'29.4"S, 51°3'44.5"W, / sampling nets (2.0 mm mesh), / rocks, 7 - 11 April 2010, / A. S. Fernandes, F. F. Barbosa and L. F. R. Holanda // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 (2 in CELAMARH). BRASIL. Mato Grosso. Nova / Xavantina. (#04A) Córrego Piau. / 03.VII.2012 / 14°41'00.4"S 52°36'59.4"W // Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (4 in INPA). BRASIL. Mato Grosso. Nova / Xavantina. Ribeirão Antártico. 05- / 06.VII.2012 (#02) Luminosa trap / 14°44'44.7"S 52°26'30.6"W // Elmidae; Elmidae / *Stenhelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (2 in INPA). BRASIL: Mato Grosso, Cotri / guaçu. Faz. São Nicolau, / Airport, 09°51'52"S, 58°13' / 45"W, light trap, 02.x.2017, / Vaz-de-Mello et al. // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in CZMT-CEMT, 1 in MZSP) (CZMT-CEMT000008161) (MZSP 31439). BRASIL: Mato Grosso, / Paranaíta, 05.ix.2008 / Light Trap, N. Pinho leg. // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (2 in CZMT-CEMT, 1 in MZSP) (CZMT-CEMT000008165-000008166) (MZSP 31440). BRASIL: Mato Grosso, / Cotriguaçu, Fazenda São / Nicolau, VII.2007, Light / Trap, O. Peres Filho leg. // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (3 in CZMT-CEMT, 1 in MZSP) (CZMT-CEMT000008162-000008164) (MZSP 31441). Sete Lagoas / MG, Brasil / III.1963, F.Werner / Martins, Silva col. // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2017 // MZSP 35024 (1 male in MZSP). BRAZIL: Tocantins: Palmas: Taquaruçu / District, Fazenda Buritizal, / 48°3'12.620"W 10°17'9.548"S, / Light Trap, 27-29.iii.2018. / A. S. Fernandes leg. // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / André Fernandes det. (5 in CEUFT) (CEUFT000265-000269). GUYANA, Essequibo / Kaieteur Falls / rest house area / October 1991 // MV Light sheet / J H Martin / BMNH(E)1991-182 // *Stenhelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / Thiago Polizei det. 06.2018 // MZSP 31025 (1 male in MZSP). BRASIL. Amazonas. Presidente / Figueiredo. AM 240 - Km 24. / Sítio Seu José. 20.IV.2008. / 02°01'13.2"S 59°49'29.1"W / Neusa Hamada

et al. leg // *Stenelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (4 in INPA, 1 in MZSP) (MZSP 31606). BRASIL. Amazonas. Manacapuru. / AM 352 – Km 90. Sítio Sossego / do Vovô Raimundo. Igarapé / pequeno. 29.III.2008 Nessimian / et al leg. 03°12'23"S 60°40'21"W // *Stenelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in INPA, 1 in MZSP) (MZSP 31605). BRASIL. Amazonas. Rio Preto / da Eva. AM 010 – Km 113. Ramal / Casa Branca. Igarapé da ponte. / 11.IV.2008. Pipineli et al leg. / 02°47'25.2"S 59°30'10.8"W // *Stenelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (2 in INPA, 1 in MZSP) (MZSP 31607). BRASIL. Amazonas. Iranduba. / AM 352 – Km 65. Comunidade Nova / Esperança. Sítio Seu Bigode / 28.III.2008 J. Nessimian et al leg. / 03°04'38.1"S 60°46'11.4"W // *Stenelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in INPA, 1 in MZSP) (MZSP 31604). BRASIL. Amazonas. Iranduba. / AM 352 – Km 66. Comunidade Nova / Esperança. Primeiro igarapé. / 28.III.2008 J. Nessimian et al leg. / 03°05'01.4"S 60°46'51.4"W // *Stenelmoides strictifrons* / Grouvelle, 1908 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in INPA).

#### New records

*Stenelmoides beebii* Spangler and Perkins, 1989  
(Figure 2a)

**Type locality:** Guyana: Mazaruni-Potaro (actually Cuyuni-Mazaruni)

**Distribution:** Brazil\* (Amazonas, Pará, Roraima), Guyana and Venezuela.

**Material examined:** BRASIL: Amazonas: Presidente / Figueiredo: Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, km 20 / (AM-240), 2°02'S, 59°50'W, / Pensilvânia/Luz Negra, / A. S. Fernandes leg., 18/X/2008, // *Stenelmoides beebii* / Spangler & Perkins, 1989 / A. Fernandes det. 2009 (5 in INPA). CI. Igarapé da Ponte, / km 24 (AM – 240), 2°01'S, 59°43'W, / Pensilvânia/Luz Negra, / A. M. O. Pes leg., 4–5/VII/2000 // *Stenelmoides beebii* / Spangler & Perkins, 1989 / A. Fernandes det. 2009 (1 in DZUFR). BRASIL:Para Rio / Poana a direita / Subindo 7-X-85 / Eq.Comander // *Stenelmoides beebii* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // MZSP 31410 (1 in MZSP) Brasil:Roraima / Rio Uraricoera / Ilha de Maraca / 18-28-viii-1987 // *Stenelmoides beebii* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // MZSP 31411 (1 in MZSP).

*Stenelmoides grandis* Spangler and Perkins, 1989  
(Figures 2b, 3a)

**Type locality:** Venezuela: Amazonas

**Distribution:** Brazil (Amazonas, Pará\*), French Guiana, Venezuela.

**Material examined:** BRASIL: Amazonas: Presidente / Figueiredo: Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, km 20 / (AM-240), 2°02'S, 59°50'W, / Pensilvânia/Luz Negra, / A. S. Fernandes leg. 18/X/2008 // *Stenelmoides grandis* / Spangler & Perkins, 1989 / A. Fernandes det. 2009 (7 in INPA). Pará / Cachimbo / X.955 / Pe. Perreira // *Stenelmoides grandis* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2017 // MZSP 35023 (1 in MZSP)

*Stenelmoides platysternum* Spangler and Perkins, 1989  
(Figure 2c–d)

**Type locality:** Ecuador: Pastaza.

**Distribution:** Brazil\* (Amazonas), Ecuador.

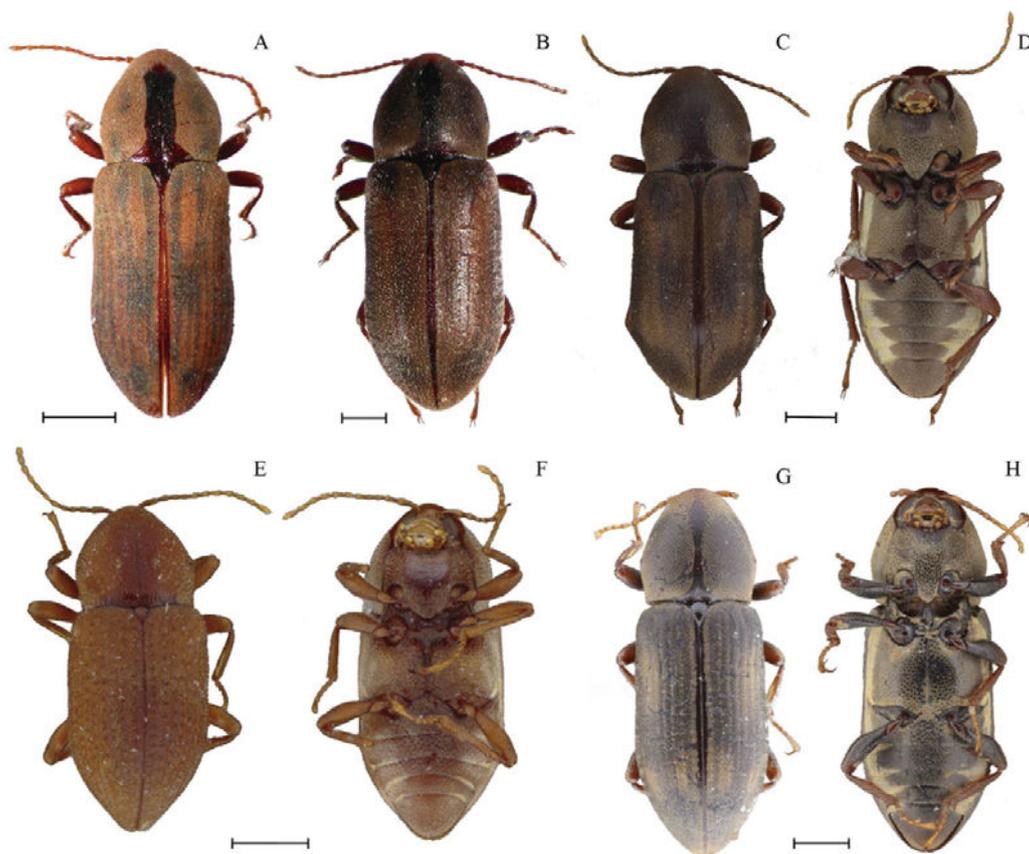
**Material examined:** BRASIL: Amazonas: Presidente / Figueiredo. Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, km 20 (AM- / 240). 2°02'S, 59°50'W. Luz negra / Pensilvânia trap. 4-5.VII.2000 / Ana Maria Oliveira Pes leg. // *Stenelmoides platysternum* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. VI.2019 (2 in MZSP) (MZSP 42711-42712).

*Stenelmoides stegastus* Spangler and Perkins, 1989  
(Figure 2e–f)

**Type locality:** Venezuela: Bolivar

**Distribution:** Brazil\* (Amapá, Amazonas, Mato Grosso, Pará), Guyana\*, Venezuela.

**Material examined:** BRASIL. Amapá. / Tartarugalzinho. Igarapé do / Henrique. BR 156. 07.VII.2011 - / 1m. 01°45'56.5"N 50°52'40.5"W / A.Pes; P.Cruz & N.Hamada leg. // Elmidae; Elminae / *Stenelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (6 in INPA). (#01) BRASIL. Amapá. Serra do / Navio. Rio Cachaço. Cachoeira / do Fernando. 02.VIII.2011 61m. / A.Pes; P.Cruz & N.Hamada leg. / 00°53'18.8"N 52°01'22.9"W // Elmidae; Elminae / *Stenelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (3 in INPA). BRASIL. Amapá. (#09) Igarapé / Tartarugalzinho. 11.VIII.2013 / 01°45'55.7"S 50°52'40.2"W // Elmidae; Elminae / *Stenelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (2 in INPA). BRASIL. Amazonas.



**Figure 2.** New photographs of *Stenelmoides* Grouvelle, 1908, Habitus. A–C, E, G – dorsal view; D, F, H – ventral view. A – *S. beebei* Spangler & Perkins, 1989 (INPA); B – *S. grandis* Spangler & Perkins, 1989 (INPA); C–D – *S. platysternum* Spangler & Perkins, 1989 (MZSP 42711); E–F – *S. stegastus* Spangler & Perkins, 1989 (INPA); G–H – *S. variabilis* Spangler & Perkins, 1989 (CZMT-CEMT000008175). Scale bar = 0,5 mm. This figure is in color in the electronic version.

Apuí (#04) / Rio Juma. Ponte BR-230 / 04.VII.2018 / 07°12'43.6"S 59°55'18.2"W // Elmidae; Elminae / *Stenelmoides* / T.T.S.Polizei det. 2019 // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preservado em álcool 100% / Preservative compound alcohol 100% (2 in INPA). BRASIL: Mato Grosso, / Cotriguaçu, Fazenda São / Nicolau, VII.2007, Light / Trap, O. Peres Filho leg. // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (3 in CZMT-CEMT, 3 in MZSP) (CZMT-CEMT000008167-000008169) (MZSP 31431-31433). BRASIL: Para Rio / Trombetas Cach. / Ana 12-X-85 Arm / de Luz Eq. Comander // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (10 in MZSP, 60 in INPA) (MZSP 31421-31430). BRASIL: Para Rio / Poana Acima da / Cach. Seca 9-X-85 / Eq. Comander // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins,

1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in MZSP, 2 in INPA) (MZSP 31412). BRASIL: Para Rio / Poana abaixo da / Cach. Seca 10-X-85 / Eq. Comander // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (2 in MZSP, 2 in INPA) (MZSP 31413-31414). BRASIL: Para Rio / Poana a direita / Subindo 7-X-85 / Eq. Comander // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in INPA) BRASIL: Para Rio / Trombetas Est. da / Fumasa Ig. da Praia / Arm de Luz 13-X-85 / Eq. Comander // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (14 in INPA, 6 in MZSP) (MZSP 31415-31420). BRASIL: Para / Rio Trombetas / Acima da Cach / do Gavião 3-X-85 / Eq. Comander // *Stenelmoides stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in INPA). GUYANA, Essequibo / Kaieteur Falls / rest house area / October 1991 // MV Light sheet / J H Martin /

BMNH(E)1991-182 // *Stenelmoides* / *stegastus* / Spangler & Perkins, 1989 / Thiago Polizei det. 06/2018. (3 in MZSP, 2 in NHMUK) (MZSP 31028-31030).

*Stenelmoides variabilis* Spangler and Perkins, 1989  
(Figure 2g–h)

**Type locality:** Venezuela: Bolivar

**Distribution:** Brazil\* (Mato Grosso, Roraima), Guyana\*, Venezuela.

**Material examined:** BRASIL: Mato Grosso. / Cotriguaçu. Faz São / Nicolau. Luz.XII.2007. / O. Peres Filho // *Stenelmoides variabilis* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (5 in CZMT-CEMT, 4 in MZSP) (CZMT-CEMT000008170-000008174) (MZSP 31434-31437). BRASIL: Mato Grosso. / Cotriguaçu. Fazenda São / Nicolau. Luz. I.2008. / O. Peres Filho // *Stenelmoides variabilis* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 (1 in CZMT-CEMT, 1 in MZSP) (CZMT-CEMT000008175) (MZSP 31438). #04A BRASIL. Mato Grosso. / Nova Xavantina. Córrego Piaú. / 03.VII.2012 N.Hamada et al. leg. / 14°41'00.4"S 52°36'59.4"W // *Stenelmoides variabilis* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2020 // Material preserved in 100% alcohol (1 in INPA). BRASIL, RR, Surumu / ix.1966 / M.Alvarenga & F.M.Oliveira / col. // *Stenelmoides* / *variabilis* / Spangler & Perkins, 1989 / T.T.S.Polizei det. 2018. (14 in MZSP) (MZSP 30968-30982). Surumu, Roraima / IX.1966 / M.Alvarenga & F.M.Oliveira col. // *Stenelmoides* / *variabilis* / Spangler & Perkins, 1989 (7 in MZSP) (MZSP 35025-35031). GUYANA, Essequibo / Kaieter Falls / rest house area / October 1991 | MV Light sheet / J H Martin / BMNH(E)1991-182 // *Stenelmoides* / *variabilis* / Spangler & Perkins, 1989 / Thiago Polizei det. 06/2018. (2 in MZSP; 6 in NHMUK) (MZSP 31026-31027).

#### Type material remarks

*Stenelmoides grandis* Spangler and Perkins, 1989  
(Figure 3a)

**Material examined:** 1 paratype female; ♀ // lectotype [label turned upside down to indicate its invalidity, probably done by Spangler] // MUSEUM PARIS / GUYANE / RIVIÈRE LUNIER / FGEAY 1899 // *Stenelmoides* / *guyanensis* / Grouv // J. Delève det. 1967 / *Stenelmoides* / *guyanensis* Gr. // THIS IS A NEW SPECIES, STENHELMOILDES GRANDIS / SPANGLER & PERKINS / SEE DELEVE'S 1966 S?M. / IT BEARS A "TYPE" LABEL / & FITS GROUVELLE'S / DESCRIPTION CORRECTLY. P.J.SPANGLER // PARATYPE / *Stenelmoides* / *grandis* / P.J.Spangler & / PD Perkins // Muséum / Paris (MNHN).

**Condition:** The paratype is glued on a card and it is slightly damaged. Missing parts include the right foreleg. Ventrites IV–V and the female genitalia are glued to a card pinned below the specimen.

**Comments:** This exemplar was initially designated as the lectotype of *S. guyanensis*. However, in the revision of the genus, Spangler and Perkins (1989) described it as a new species (*S. grandis*) designating this specimen as one of the paratypes.

*Stenelmoides grouvellei* Pic, 1923

*Stenelmoides grouvellei* Pic, 1923:4

(Figure 3b)

**Material examined:** Paralectotype (recognized here): ♂ // GUYANE FRANÇAISE / Nouveau Chantier / COLLECTION LE MOULT // SEPTEMBRE // MUSÉUM PARIS / Collection / Leuirole // Prepar. genit / 3766.6 // *Stenelmoides* / *strictifrons* Grouv. / Type // J. Delève det. 1966 / *Stenelmoides* / *strictifrons* Grouv // STENHELMOIDES / GROUVELLEI / PIC, / NOT STRICTIFRONS / AS LABELED!! / P.J.SPANGLER, 1983 // Muséum / Paris (MNHN).

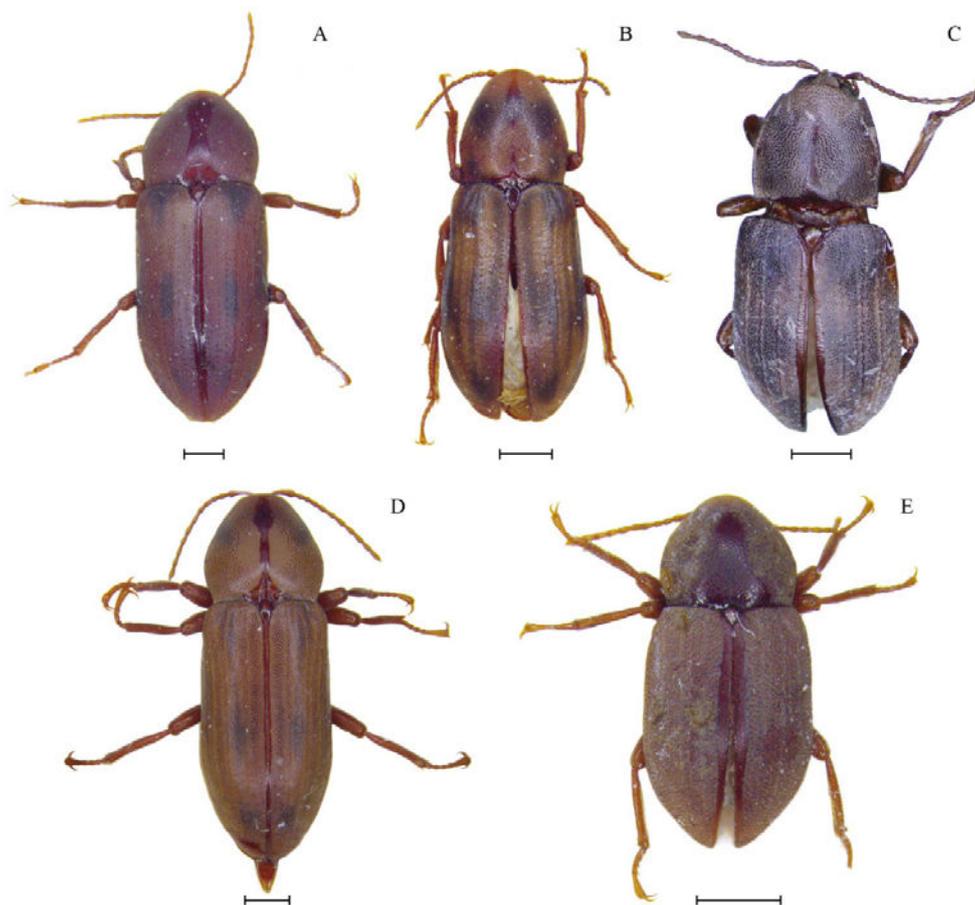
**Condition:** The paralectotype is glued on a card and is in perfect condition. The male genitalia was extracted by Delève and mounted on a slide [Prepar. genit 3766.6].

**Comments:** This species was described by Pic (1923); however, he did not provide any information about the type series (syntypes), only the type locality as "Guyane Fr.". During their revision, Spangler and Perkins (1989) found one specimen labeled as "type" (handwritten label) and three other conspecific specimens in MNHN (one without identification and two misidentified as *S. strictifrons* by Delève in 1966). Spangler and Perkins determined all specimens as *S. grouvellei*. These three conspecific specimens were from French Guiana [very old labels]. Spangler and Perkins treated the specimen bearing the type label as the "holotype" (see Spangler and Perkins, 1989:42) designating it as the lectotype for *Stenelmoides grouvellei* and the other three remaining specimens as paralectotypes (ICZN 1999, Art. 74.6). In 2017, T.T.S. Polizei found the lectotype and just one of the two paralectotypes examined by Spangler and Perkins (1989) at the MNHN. Based on the similarity of the labels and the observations of Spangler we confirmed that this specimen is one of the syntypes from Pic (1923) and is therefore a paralectotype.

*Stenelmoides submaculatus* Hinton, 1937

*Stenelmoides submaculatus* Hinton, 1937:109

(Figure 3c)



**Figure 3.** Types of some *Stenelmoides* Grouvelle, 1908, Habitus in dorsal view. A–B, D–E – housed in MNHN; C – housed in NHMUK. A – *S. grandis* Spangler & Perkins, 1989 [Paratype]; B – *S. grouvellei* (Pic, 1923) [Paralectotype]; C – *S. submaculus* Hinton, 1937 (BMNH010584113) [Paratype]; D – *S. guyanensis* Grouvelle, 1908 [Paralectotype]; E – *S. strictifrons* Grouvelle, 1908 [Lectotype]. Scale bar = 0,5 mm. This figure is in color in the electronic version.

**Material examined:** 1 paratype female; ♀ // Espir. Santo / x.1920-11.1921 // F.Hoffman coll. / Arp. dedic. 1921 // paratype / *Stenelmoides submaculatus* Hinton. // H.E.Hinton collection. / BM. 1977-566 // BMNH010584113. (NHMUK).

**Condition:** The paratype is glued on its right side to a triangle and it is slightly damaged. Missing parts include the two apical tarsomeres and claws on the left hind leg. Ventrites I–V and the female genitalia are glued on the same triangle as the specimen.

*Stenelmoides guyanensis* Grouvelle, 1908  
(Figure 3d)

**Material examined:** Paralectotype (recognized here): ♀ // MUSEUM PARIS / GUYANE / RIVIÈRE LUNIER /

TUMUC HUMAC / F.GEAY 1899 // J. Delève det. 1967 / *Stenelmoides guyanensis* / Grouv // Muséum / Paris (MNHN).

**Condition:** The paralectotype is glued on a card and it is in perfect conditions. There are no missing parts and the female genitalia are still preserved in the specimen.

**Comments:** In the original description of the species, Grouvelle (1908) based the species on the five specimens from Rivière Lunier et Bas-Carsevenne. However, in their revision, Spangler and Perkins (1989) studied Grouvelle's collection housed at MNHN and found just two specimens labeled as "*Stenelmoides guyanensis*" by Delève. One of these is not conspecific with the species, and Spangler and Perkins regarded it as a new species [this exemplar is one of the paratypes of *S. grandis* Spangler and Perkins, 1989, Figure 3a]. The other specimen (a female) was designated as the lectotype

by Spangler and Perkins (1989). During a visit to the MNHN in 2017, T.T.S. Polizei found another specimen with the same data as the lectotype and also determined as "*Stenbelmoides guyanensis*" by Delève in 1967. There is no doubt that this specimen is one of the specimens that Grouvelle reported as "5 exemplars" in the original description. Besides, this species has the pronotum distinct, without granules on the disc, a condition unique among all the species of *Stenbelmoides*. This syntype is herewith recognized as paralectotype.

*Stenbelmoides strictifrons* Grouvelle, 1908  
(Figure 3c)

**Material examined:** Lectotype; ♀ // MUSEUM PARIS / GUYANE / RIVIÈRE LUNIER / TUMUC HUMAC / F.GEAY 1899 // Holotype // Muséum / Paris. (MNHN).

**Condition:** The lectotype is glued on a card and it is slightly damaged. Missing parts include the apical tarsomeres and claws on the right hind leg. Ventrites I–V and the female genitalia are glued to a card pinned below the specimen.

## DISCUSSION

Despite the very careful revision, for some unknown reason, Spangler and Perkins (1989) incorrectly illustrated the male genitalia of *S. strictifrons*. The error was first noticed in 2011 by A.S. Fernandes while examining the male (paralectotype) of *S. strictifrons* from Grouvelle's collection housed in the MNHN. Fernandes also discovered that *Stenbelmoides* specimens from different regions in Brazil he had already determined as a new *Stenbelmoides* species (based on the very distinct male genitalia) were actually specimens of *S. strictifrons*. Later, A.S. Fernandes and T.T.S. Polizei examined several specimens of *S. strictifrons*, including the lectotype (female), to confirm that the male genitalia clearly differed from those shown in Spangler and Perkins (1989).

Despite being widespread in the Neotropics and very conspicuous due to its large size, characteristic body shape and plastron pattern (Spangler and Perkins 1989; Jäch *et al.* 2016; González-Córdoba *et al.* 2020), *Stenbelmoides* is poorly represented in collections. Moreover, the genus is mainly known from light-trapped specimens and its larva was only discovered a few months ago (González-Córdoba *et al.* 2020). Most of the extant bionomic information on *Stenbelmoides* is provided by Spangler and Perkins (1989), who did not describe special habitat preferences or conditions associated with the specimens. Based on Spangler and Perkins (1989), *Stenbelmoides* specimens may be found in a variety of substrates and in different kinds of Neotropical streams. Nevertheless, during our several collections in various parts of Brazil, they were not easily found. From all the material examined in this work, only the two *S. strictifrons* specimens

from Goiás state, Brazil (see Barbosa *et al.* 2013) came from aquatic samples.

## CONCLUSIONS

The male genitalia are one of the main morphological structures for species determination in many beetle families (Crowson 1981) and Elmidae are no different. *Stenbelmoides strictifrons* is the most common and widespread species of the genus in Brazil and the miss-illustrated male genitalia was a barrier to the species determination, especially for local researchers without easy access to the type specimens. By correctly illustrating the male genitalia, we enable accurate species identification for *S. strictifrons*. Currently, *Stenbelmoides* is reported from 15 countries across the Americas (Spangler and Perkins 1989; Jäch *et al.* 2016; González-Córdoba *et al.* 2020). Here we provide four new species records for the genus in Brazil, making Brazil one of the most diverse countries for the genus, alongside Venezuela, with seven known species (Jäch *et al.* 2016). We also increase the known distribution of *Stenbelmoides* in Brazil to eleven states (previously known from six), representing four of the five Brazilian geographical regions (North, Northeast, Midwest and Southeast) and three of the six Brazilian biomes (Amazon, Atlantic rainforest and Brazilian savanna) (IBGE 2019). Finally, we provided updates to the original descriptions, photographs of all *Stenbelmoides* species known from Brazil and valuable photographs of the type specimens for the five species to which we had access. This additional information is an important supplement to the literature, especially concerning the Brazilian *Stenbelmoides* fauna.

## ACKNOWLEDGMENTS

We thank Dr. Antoine Mantilleri, Dr. Thierry Deuve, and Azadeh Taghavian (Muséum National d'Histoire Naturelle, France), for perfect conditions during a week stay in the Coleoptera Collection. The Coleoptera Curatorial Team of the Natural History Museum (UK) are warmly thanked for their support. We are grateful to Dr. Neusa Hamada, Dr. Jeane Cavalcante, Dr. Márcio Oliveira (Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Brazil), Dr. Leandro Oliveira (Universidade Federal de Goiás, Brazil), Dr. Fernando Vaz-de-Mello (Universidade Federal de Mato Grosso, Brazil), Dr. Sônia Casari (Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Brazil), Dr. Adolfo Calor (Universidade Federal da Bahia, Brazil) and Dr. Tiago Kutter Krolow (Universidade Federal do Tocantins, Brazil), for providing all laboratorial conditions and assistance for collecting and/or studying the material. We thank Dr. Talita Roell (Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo) for the support with taxonomy doubts. We also thank the reviewers and Max Barclay (NHMUK) for their suggestions and English review. TTSP thanks FAPESP (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado

de São Paulo, grants nr. 2015/17064-7 and 2016/21184-0) and CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) for scholarships.

## REFERENCES

- Barbosa, F.F.; Fernandes, A.S.; Oliveira, L. G. 2013. Taxonomic key for the genera of Elmidae (Coleoptera, Byrrhoidea) occurring in Goiás state, Brazil, including new records and distributional notes. *Revista Brasileira de Entomologia*, 57: 149–156.
- Brown, H.P. 1972. Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of the United States. *Biota of Freshwater ecosystems identification manual*, nr. 6. U.S. Environmental Protection Agency, Washington, 92p.
- Crowson, R.A. 1981. *The Biology of the Coleoptera*. 1st ed. Academic Press, London, 814p.
- Delève, J. 1970. Contribution à l'étude des Dryopoidea XX. Espèces d'Elminthidae (Coleoptera) peu ou mal connues de l'Amérique du Sud. *Bulletin et Annales de la Société Royale d'Entomologie de Belgique*, 106: 47–67.
- González-Córdoba, M.; Martínez-Román, N.R.; Zúñiga, M.C.; Manzo, V.; Archangelsky, M. 2020. Description of the putative mature larva of the Neotropical genus *Stenelmoides* Grouvelle (Coleoptera: Elmidae). *Scientific Reports*, 10: 1–14.
- Grouvelle, A.H. 1908. Mission de M.F. Geay, dans Guyane (basin du Fleuve Carsavenne). Coléoptères: Helminthidae. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 14: 181–186.
- Hinton, H.E. 1934. Miscellaneous Studies in the Helminae (Dryopidae, Coleoptera). *Revista de Entomologia*, 4: 192–201.
- Hinton, H.E. 1937. Additions to the Neotropical Dryopidae (Coleoptera.). *Arbeiten über morphologische und taxonomische Entomologie aus Berlin-Dahlem* 4: 93–111.
- IBGE. 2019. Biomas e sistema costeiro-marinho do Brasil: compatível com a escala 1:250 000. In: IBGE. (Ed.). *Série Relatórios Metodológicos*. v. 45. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro, 128p.
- ICZN. 1999. *International Code of Zoological Nomenclature*. International Commission of Zoological Nomenclature, The International Trust for Zoological Nomenclature, London, xxix + 306p.
- Jäch, M.A.; Balke, M. 2008. Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 419–442.
- Jäch, M.A.; Kodada, J.; Brojer, M.; Shepard, W.; Čiampor Jr, F. 2016. *Coleoptera: Elnidae and Protelmidae*. World Catalogue of Insects, v.14, Brill, Leiden, 318p.
- Kodada, J.; Jäch, M.A.; Čiampor Jr, F. 2016. 19.2. Elmidae Curtis, 1830. In: Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. (Ed.). *Handbook of Zoology, v.IV (Part 38), Coleoptera, Beetles, v.1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polyphaga partim)*, 2nd.ed. Walter de Gruyter, Berlin, p.561–589
- Monte, C.; Mascagni, A. 2016. Redescriptions and lectotype designations for two neotropical Elminae (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa*, 4175: 167–179.
- Pic, M. 1923. Nouveautés diverses. *Mélanges Exotico-Entomologiques*, 39: 1–32.
- Polizei, T.T.S.; Casari, S.A. 2019. *Macrelmis pubescens* (Grouvelle, 1889) –redescription of the species, designation of a lectotype and description of its larva (Coleoptera: Elmidae). *Annales de la Société entomologique de France*, 55: 327–338.
- Spangler, P.J.; Perkins, P.D. 1989. *A Revision of the Neotropical Aquatic Beetle Genus Stenelmoides (Coleoptera: Elmidae)*. Smithsonian Contribution to Zoology, nr. 479, Smithsonian Institution Press, Washington, 63p.
- Short, A.E.Z. 2018. Systematics of aquatic beetles (Coleoptera): current state and future directions. *Systematic Entomology*, 43: 1–18.

RECEIVED: 29/06/2020

ACCEPTED: 08/08/2020

ASSOCIATE EDITOR: Pitágoras C. Bispo

## 2.2 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE ACEITOS PARA PUBLICAÇÃO COM O ORIENTADOR

### 2.2.1 PERIÓDICO *ACTA AMAZONICA* (EDITORA INPA) ISSN: 1809-4392 (QUALIS A3)

Acta Amazonica



**An unusual highly dimorphic new species of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae) from the Mount Roraima National Park, Brazil**

Journal:	<i>Acta Amazonica</i>
Manuscript ID	AA-2023-0018
Manuscript Type:	Original Article
Research Area:	Biodiversity and Conservation
Keyword:	aquatic insects, morphology, sexual dimorphism, taxonomy, riffle beetles

SCHOLARONE™  
Manuscripts

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1 **An unusual highly dimorphic new species of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera:**  
2 **Elmidae) from the Mount Roraima National Park, Brazil**

3  
4 **ABSTRACT**

5 *Xenelmis* is one of the 51 Neotropical genera of the aquatic beetle family Elmidae and is  
6 currently represented by 15 species and found all over the Neotropics. This genus of tiny  
7 beetles is especially well represented in South America, where all but one species can be  
8 found, and Brazil has the greatest richness, with ten species recorded so far. Here we  
9 describe and illustrate *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.**, a new and very curious Elmidae species  
10 with remarkable sexual dimorphism and unique diagnostic characteristics. The new  
11 species was found in an Amazonian stream located in Mount Roraima National Park,  
12 Roraima state, Brazil. Finally, we provide an updated species list for *Xenelmis* with  
13 comments on the occurrence of sexual dimorphism in the genus.

14  
15 **KEYWORDS:** aquatic insects, morphology, riffle beetles, sexual dimorphism,  
16 taxonomy.

17  
18 **Uma nova espécie incomum e com alto dimorfismo sexual de *Xenelmis* Hinton**  
19 **(Coleoptera: Elmidae) encontrada no Parque Nacional do Monte Roraima, Brasil.**

20  
21 **ABSTRACT**

22 *Xenelmis* é um dos 51 gêneros neotropicais da família de besouros aquáticos Elmidae. O  
23 gênero é atualmente representado por 15 espécies e pode ser encontrado em todo  
24 Neotrópico. Esse gênero de diminutos besouros é especialmente bem representado na

1  
2  
3  
4 25 América do Sul, onde apenas uma das espécies conhecidas não ocorre, e o Brasil possui  
5  
6 26 a maior riqueza, com dez espécies registradas até o momento. Aqui nós descrevemos e  
7  
8  
9 27 ilustramos *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.**, uma curiosa nova espécie de Elmidae com  
10  
11 28 extraordinário dimorfismo sexual e características diagnósticas únicas. a nova espécie  
12  
13 29 foi encontrada em um riacho amazônico localizado no Parque Nacional do Monte  
14  
15 30 Roraima, estado de Roraima, Brasil. Ao final, nós fornecemos uma lista atualizada das  
16  
17 31 espécies conhecidas de *Xenelmis* acrescida de comentários sobre a ocorrência de  
18  
19 32 dimorfismo sexual no gênero.  
20  
21  
22  
23  
24

25 34 **PALAVRAS-CHAVE:** besouros de corredeira, dimorfismo sexual, insetos aquáticos,  
26  
27 35 morfologia, taxonomia.  
28  
29  
30  
31  
32  
33

## 34 38 INTRODUCTION

35  
36  
37

38 40 Elmidae Curtis, 1830 is a cosmopolitan family of Coleoptera with around 1552  
39  
40 41 known species distributed in 153 genera (Jäch *et al.* 2016, Barr; Shepard, 2021, Polizei *et*  
41  
42 42 *al.* 2022). The family has its greatest richness and abundance in the Tropics (Jäch and  
43  
44 43 Balke 2008) and as expected, the Amazonian elmid fauna is remarkably diverse (Passos  
45  
46 44 *et al.*, 2009).

47 45 The genus *Xenelmis* Hinton, 1936 is currently represented by 15 species of very  
48  
49 46 small elmid beetles (distributed throughout the Neotropical region, from southern  
50  
51 47 United States to Argentina (Sampaio *et al.* 2015, Jäch *et al.* 2016). Specimens of the  
52  
53 48 genus are commonly found in small streams across all South America being only one  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65  
66  
67  
68  
69  
70  
71  
72  
73  
74  
75  
76  
77  
78  
79  
80

species, *Xenelmis sandersoni* Brown, 1985, not found in this continent (Manzo 2006, Jäch *et al.* 2016). Brazil has the most representative *Xenelmis* fauna, with ten species recorded so far (Jäch *et al.* 2016, Passos *et al.* 2023) (Table 1).

Morphologically, *Xenelmis* is an easily recognizable genus among the remaining Neotropical genera due to its small size (up to 2.0 mm), ovoid body shape with highly convex dorsum and the cuticular opaque aspect of the pronotum. In her review on *Xenelmis*, Manzo (2006) updated the diagnosis of the genus as follows: “1) dorsal surface of head with granules; 2) genae without tomentum; 3) pronotum tomentose; 4) prosternal process almost as wide as long; 5) all abdominal sternae with granules; 6) aedeagus with parameres shorter than penis.”. This diagnosis properly applies to the new species described below.

In this work we describe *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.**, a remarkable sexual dimorphic species discovered in a small stream from the Mount Roraima National Park (MRNP) in Roraima state, Brazil. Additionally, we provide an updated list of species for the genus with distributional data and sexual dimorphism occurrence among the known species. We also completed the new species in the taxonomic key of Manzo (2006), updated by Sampaio *et al.* (2015), and provide a map showing the known distribution of the new species.

## MATERIAL AND METHODS

The collection was a result of the Serra do Sol scientific expedition conducted by the Chico Mendes Institute for Biodiversity Conservation (ICMBio) of the Brazilian Ministry of Environment (MMA). The material comes from active collections carried

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

73 out in streams of the MRNP, located in the municipality of Uiramutã, Roraima state,  
74 Brazil (Fig. 1). The area borders Guyana and Venezuela and is located in the Raposa  
75 Serra do Sol Indigenous Reserve.

76 Species level identifications were made using the taxonomic keys of Hinton  
77 (1946), Manzo (2006), Sampaio *et al.* (2015), original species descriptions and  
78 examination of images of type material from Hinton's collection at MNHN and  
79 Grouvelle's Collection at NHM. For morphological studies and photographs we used a  
80 Leica MC120HD camera attached to a Leica M165C stereoscopic microscope. For  
81 examination of the genitalia, they were extracted from the specimens, cleared in heated  
82 10% KOH for five minutes (Brown 1972) and mounted on temporary slides with  
83 glycerin. Pictures were taken with the aid of a light microscope Leica ICC50 HD.  
84 Dissected genitalia were stored in microvials with glycerin attached to the same pin as  
85 the specimen. Head was not dissected for preventing damage on the few specimens  
86 available. Mouth parts were not completely exposed and were just partially described.

87 Photographs were edited using Adobe Photoshop CC® and line drawings were  
88 digitized in Adobe Illustrator CC®. The map was made in QGIS 3.8.1.

89 The general morphological terminology follows Kodada *et al.* (2016). Specimen  
90 labels are quoted verbatim. Changes of lines are indicated by “/” and different labels are  
91 separated by “//”.

92 Collections visited or from which images of type specimens were obtained  
93 (curator in parentheses):  
94 MNHN – Muséum National d'Histoire Naturelle – Paris, France (Antoine Mantilleri);  
95 NHM – Natural History Museum – London, United Kingdom (Maxwell Barclay)

96 Depositories of the material studied (curator in parentheses):

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

97 CEUFT – Coleção de Entomologia da Universidade Federal do Tocantins, Laboratório  
98 de Entomologia – Porto Nacional, Tocantins, Brazil (Tiago Krolow);  
99 INPA – Coleção de Invertebrados, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia –  
100 Manaus, Amazonas, Brazil (Márcio Oliveira);  
101 MZUSP – Coleção de Coleoptera, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo –  
102 São Paulo, São Paulo, Brazil (Sônia Casari).

103

## 104 RESULTS

105

106 *Xenelmis* Hinton, 1936

107

108 *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.** Fernandes, Almeida & Boldrini, 2023

109 (Figures 2 – 4)

110

111 **Diagnosis.** Head with a pair of carinae formed by large protuberances on vertex.  
112 Pronotum without carinae or impressions, completely covered with granules, anteriorly  
113 acuminate and projected over the entire head (Figures 2A, C; 3A – B). Elytra with three  
114 parallel carinae on third, fifth and seventh intervals (Figures 2A, C). Males with  
115 pronotum broadly rounded and expanded antero-laterally, barely wider than elytra  
116 (Figure 2A); elytra slightly parallelised (Figure 2A); femora very robust, profemur  
117 diameter about two times that of metafemur in medial cross-section (Figures 2A – B;  
118 3A – B), protibia dilated apically with rhomboid apical projection on posterior face  
119 (Figure 3E) and with wide opened cavity over femoro-tibial joint on ventral face (Figure  
120 3F); metatarsomere 5 evenly slender in anterior/posterior views (Figure 3I), slightly

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

121 explanate and rectangular in ventral/dorsal views (Figure 2A – B), slightly longer and  
122 slender than pro- and mesotarsomeres 5 (Figures 3G – I), with ventral fringe of long  
123 pale setae (Figure 3I). Parameres slightly shorter than phallobasis, broadly rounded  
124 apically in ventral view; median lobe about the same size as phallobasis, with shape and  
125 width similar to the parameres in ventral view (Figure 4A), elongated and strongly bent  
126 apically towards dorsum in lateral view (Figure 4B).

127

128 **Description.** Holotype male (Figures 2A – B; 3A – C, E – I; 4A – B) : total length 2.05  
129 mm; head retracted on pronotum, completely unseen dorsally; pronotum greatest width  
130 1.15 mm, length 0.85 mm; elytra greatest width 1.1 mm, length 1.25 mm. Body reddish-  
131 brown, lighter in appendages; entirely coated with microplastron, except head, coxae,  
132 protibiae, tarsi and middle of ventrites; entirely covered with granules, except tarsi,  
133 antennae and mouthparts.

134 Head (Figures 2A – B; 3A – C) covered with granules, coarser and sparser on  
135 vertex than those on frons; with a pair of granulos and protuberances on vertex forming  
136 carinae; frons elevated between eyes; antennae eleven-segmented, filiform,  
137 antennomeres 1 and 2 slightly wider than remaining ones, antenomere 1 as long as  
138 antenomers 2–3 combined, antenomere 11 as long as antenomeres 9–10 combined and  
139 fusiform; clypeus trapezoid, densely covered with almost symmetric disposed setose  
140 granules, fronto-clypeal suture slightly concave, anterior margin slightly convex;  
141 labrum very short, with same width of anterior margin of clypeus, lighter in color and  
142 covered with short setae; maxillary palpi four segmented, palpomere 4 elongate,  
143 elliptical and as long as remaining palpomeres combined; galea elongate, fusiform,  
144 outer lateral margin covered with stout, rather long setae; labial palpi three segmented,

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

145 palpomere 3 widely obovate, flattened and as long as palpomeres 2 and 3 combined;  
146 mentum and prementum transverse; gula about two times wider than long, slightly  
147 wider than mentum.

148 Pronotum (Figures 2A – B; 3A – B) wider (1.15 mm) than long (0.9 mm);  
149 strongly convex in lateral view; without carinae or impressions; densely covered with  
150 elliptical, evenly distributed granules, slightly larger than the ommatidia and mostly  
151 covered with a short setae; anteriorly acuminate; anterior margin rounded and  
152 projected over the entire head; lateral margins arcuate, strongly expanded anterolaterally  
153 and broadly rounded, projecting slightly beyond the line of the elytral lateral margins,  
154 narrowing posteriad; posterior margin three-sinuate, with small concavity in front of  
155 scutellum and two large concavities in front of elytra.

156 Elytra (Figures 2A – B; 3A) longer (1.25 mm) than wide (1.1 mm); moderately  
157 convex in lateral view; surface sparsely covered with rounded, evenly distributed  
158 granules, slightly smaller than the ommatidia and mostly covered with a short setae;  
159 well visible striae formed by rows of punctures; with three parallel carinae formed by  
160 rows of fine granules on intervals III (from base to apical 2/3), V (from base to apical  
161 7/8) and VII (from base to apical 3/4); anterior margin of elytron sinuate; humerus  
162 slightly projected beyond the line of postero-lateral angle of pronotum; lateral margins  
163 arcuate and crenate; apically acuminate; posterior margin rounded and projected;  
164 epipleura covered with thinner and sparser granules, extending from base to the apical  
165 projection of elytra; scutellum flattened, cuticularly similar to elytra, wider (0.15 mm)  
166 than long 0.1mm), diamond shaped with anterior margin broadly rounded and apex  
167 acute.

1  
2  
3  
4 168 Prosternum (Figures 2B; 3A) two times wider (0.8 mm) than long (0.4 mm);  
5  
6 169 depressed on middle; surface densely covered with elliptical granules like those of  
7  
8  
9 170 pronotum; anterior margin slightly projected over base of head, smooth and feebly  
10  
11 171 convex; lateral margins oblique. Prosternal process wider ( 0,4 mm) than long (0.33  
12  
13 172 mm), projecting slightly beyond procoxal cavity line when completely attached to  
14  
15 173 mesosternum; lateral margins sinuous and raised, with lobed expansion (broadest point)  
16  
17 174 across the basal 2/2–3/5; anterior margin broadly rounded, about the same width of  
18  
19 175 procoxal cavity. Hypomeron expanded over the entire lateral of the head; cuticle similar  
20  
21 176 to that of prosternum, less densely granulose.  
22  
23  
24

25 177 Mesoventrite (Figure 2B; 3A) about two times wider than long; with wide and  
26  
27  
28 178 shallow depression to receive the prosternal process; cuticle similar to that of  
29  
30  
31 179 prosternum. Mesoepimeron and mesoepisternum covered with slightly thinner granules  
32  
33  
34  
35 180 than those of mesoventrite.  
36  
37

38 181 Metaventrite (Figure 2B; 3A) about two times longer than mesoventrite;  
39  
40  
41  
42 182 discripen conspicuous, extending from posterior margin to anterior 4/5; cuticle similar  
43  
44  
45 183 to that of mesoventrite. Metaepimeron and metaepisternum covered with slightly  
46  
47 184 thinner granules than those of metaventrite.  
48

49 185 Legs (Figures 2A – B; 3A – B, E – I): pro- and mesocoxae globose and not  
50  
51  
52 186 covered with microplastron, metacoxae trapezoid and partially covered with plastron;  
53  
54 187 procoxae as wide as anterior margin of prosternal process; trochanters cuticle similar to  
55  
56 188 that of femora; femora covered with microplastron and small granules, cuticle similar to  
57  
58 189 that of epimeron and episternum; profemur very robust, diameter about two times that  
59  
60

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

190 of metafemur in medial cross-section; tibiae not covered with microplastron and not as  
191 granulose as femur, with cleaning fringe of tomentum on anterior margin occupying  
192 apical 1/3 on protibiae, posterior margins occupying apical 1/3 on mesotibiae and on  
193 posterior margin occupying apical 2/3 on metatibiae; protibia dilated apically with  
194 rhomboid apical projection on posterior face and with a wide opened cavity over tibio-  
195 tarsal joint on ventral face; metatibiae with row of spine-like setae on apical 2/3 of  
196 ventral margin; tarsi 5 segmented, tarsomeres 5 as long remaining four tarsomeres  
197 combined; metatarsomere 5 evenly slender in anterior/posterior views, slightly  
198 explanate and rectangular in ventral/dorsal views, slightly longer than pro- and  
199 metatarsomeres 5, with ventral fringe of long pale setae.

200 Abdomen (Figures 2B; 3BA): covered with granules, coarser and denser at middle  
201 and gradually diminishing in size and spacement towards lateral margins; entirely  
202 covered with microplastron, except on: disc of ventrite I, anterior margin and a small  
203 inverted triangle patch on ventrite II, and middle of anterior margin and a thin  
204 longitudinal patch on ventrites III – V.

205 Male genitalia (Figures 4A – B): Parameres slightly shorter than phallobasis, in  
206 ventral view broadly rounded apically. Median lobe about the same size as phallobasis,  
207 in ventral view with similar shape and width to the parameres; elongated in lateral view  
208 and strongly bent apically towards dorsum; corona of sperm duct fan shaped in ventral /  
209 dorsal view.

210 **Female.** Body (Figures 2C – D; 3D) very similar to males in color and cuticular  
211 sculpture. Most noticeable differences from males are: Head (Figure 3D) with clypeus  
212 covering granules with much shorter setae than those covering male clypeus, anterior  
213 margin slightly concave; labrum about two times longer than on male, slightly narrower

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

214 than anterior margin of clypeus, much lighter in color and not distinctly setose. Pronotal  
215 (Figure 2C) lateral margins not extending over lateral margins of elytron and nod  
216 strongly expanded anterolaterally. Elytra (Figure 2C) widely obovate and less elongated  
217 than on male. Hypomeral (Figure 2D) anterolateral margins expanded only partially  
218 over lateral of the head. Legs (Figures 2C – D) without strongly modified features found  
219 on male, procoxae distinctly narrower than anterior margin of prosternal process,  
220 profemur slightly more robust than meso- and metafemora, protibiae with small apical  
221 excavation on anterior margin, metatibia without distinct row of spine-like setae on  
222 ventral margin; tarsomere 4 of metatarsus not modified and not bearing a fringe of long  
223 setae. Ovipositor (Figure 4C) symmetrical; valvifer membranous, approximately 1.5x  
224 longer than coxites, baculus bar-like and slightly sclerotized; coxites 2x wider at base  
225 than on apex, inner lateral margins straight, parallel and covered with hair-like setae,  
226 outer lateral margins converging innerly towards apex, divided by an oblique line,  
227 apical area covered with a few stout sensory setae; styli 1/3 the length of coxites,  
228 cylindrical, with an apical long sensorial seta.

229 **Variation.** Color does not vary significantly among the seven studied specimens.  
230 Variation in size was observed in both males and females and was registered as follows:  
231 Males (n=2): total body length 2.05–2.1 mm; pronotum greatest width 1.1–1.15 mm and  
232 length 0.9–0.95 mm; elytra greatest width 1.0–1.1 mm and length 1.15–1.25 mm.  
233 Females (n=5): total body length 1.75–1.85 mm; pronotum greatest width 0.9–0.95 mm  
234 and length 0.65–0.85 mm; elytra greatest width 1.0–1.1mm and length 0.9–1.15 mm.  
235 **Comparative notes.** According to the species-groups Hinton (1946) proposed for  
236 *Xenelmis*, *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.** can be placed into the *bufo*-group for not having  
237 any carinae or rows of granules on the pronotum. Other six species can be recognized as

1  
2  
3  
4 238 belonging to the *bufo*-group, *X. bufo*, *X. laura*, *X. leechi*, *X. marcapata*, *X. sandersoni*  
5  
6 239 and *X. tarsalis*. Females and males of *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.** can be distinguished  
7  
8 240 from the remaining species of the *bufo*-group by the following features: presence of  
9  
10 241 carinae formed by row of granules on third interval of elytron (absent in *X. bufo*, *X.*  
11  
12 242 *leechi*, and *X. marcapata*), elytral intervals flat (third interval prominently raised in *X.*  
13  
14 243 *sandersoni*); posterior margin of pronotum not covered with plumose setae and pro- and  
15  
16 244 metatibia without apical tufts of setae (posterior margin of pronotum covered with  
17  
18 245 plumose setae and pro- and metatibia with apical tufts in *X. laura*); total length around  
19  
20 246 1.80 mm on females and 2.0 mm on males, prosternal process with lobate lateral  
21  
22 247 projection (total length around 1.50 mm, lateral margins of prosternal process almost  
23  
24 248 straight in *X. tarsalis*). Also, the new species can be distinguished from all other  
25  
26 249 *Xenelmis* by the shape and proportions of the structures of male genitalia and the  
27  
28 250 ovipositor.  
29  
30  
31  
32  
33  
34 251 **Etymology.** The specific epithet *tuchaua* came from the Tupi indigenous word  
35  
36 252 “tuxaua”, which means “the one that rules” and is the title given to the main leader in  
37  
38 253 many native indigenous tribes in South America. The name refers to the robust body  
39  
40 254 and imponent anterior legs in males of the new species and is a tribute to the various  
41  
42 255 indigenous peoples resisting and fighting for Amazonian biodiversity preservation.  
43  
44  
45 256 **Type locality:** Igarapé Anarém River, Raposa Serra do Sol indigenous Reserve;  
46  
47 257 municipality of Uiramutã, Roraima state, Brazil (Fig. 1).  
48  
49  
50 258 **Habitat:** Unknown substrates and environmental conditions at the Igarapé Anarém  
51  
52 259 River.  
53  
54  
55 260 **Distribution:** Roraima State, Brazil.  
56  
57  
58  
59  
60

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

261 **Material examined.** Holotype ♂, one paratype ♂ and five paratypes ♀: BRAZIL /  
262 RORAIMA / UIRAMUTÃ // PARQUE NACIONAL DO MONTE RORAIMA //  
263 Igarapé Anarém River / R. Serra do Sol camp base // 05°08'17.80''N/60°35'10.25''W /  
264 12-20.XII.2019 // Boldrini, R. *leg.* / Active collection.

265

## 266 **DISCUSSION**

267

268 Males of *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.** can be immediately distinguished from all  
269 other described *Xenelmis* species by its unique shape and size of several body structures  
270 already mentioned in the species differential diagnosis. On the other hand, females of *X.*  
271 *tuchaua* **sp. nov.** resemble typical *Xenelmis* specimens and could take more careful  
272 examination to be determined. Given the fact that there is no proposed systematic  
273 classification for *Xenelmis* and for practical purposes, we adopted Hinton's species-  
274 group on our comparative notes to promptly distinguish *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.** the  
275 remainder *Xenelmis* species.

276 Dimorphic secondary sexual characters are commonly found in many  
277 Neotropical Elmidae genera like *Amazonopsis* Barr, 2018, *Austrolimnius* Carter & Zeck,  
278 1929; *Cylloepus* Erichson, 1847; *Macrelmis* Motschulsky, 1859; *Macronychus* Müller,  
279 1806; *Stenhelmoides* Grouvelle, 1908; and even *Xenelmis*. Although, in most of the  
280 cases, sexual dimorphism is not very conspicuous and only a few species (eg. species on  
281 *Amazonopsis* Barr, 2018; *Cylloepus dimorphus* Shepard, Sites & Rodrigues, 2021;  
282 *Neoelmis guarani* Shepard & Barr, 2016) show very distinctive morphology between  
283 males and females. In *Xenelmis*, sexual dimorphism is frequently reported in species  
284 descriptions (Brown, 1970; Deleve, 1968; Hinton, 1940; Hinton, 1946; Manzo, 2006),

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

285 however, like most elmids, the vast majority of morphological differences found  
286 encompass a common set of cuticular structures (eg. spines, setae, hairs, depressions  
287 and elevations of the integument along the sclerites) and differences on shape and size  
288 of appendages. Major morphological differences in shape and size of the body and  
289 appendages between male and female specimens are rare in Elmidae and unprecedented  
290 in *Xenelmis*.

291

## 292 CONCLUSIONS

293

294 The genus *Xenelmis* is now represented by 16 species, 11 of them registered to  
295 Brazil. The Brazilian Amazon has four species recorded so far and three of them are  
296 known from the Roraima state. As for most animal groups, it is expected that the  
297 increasing rate of studies on Elmidae in northern South America will result in several new  
298 taxa and distributional records in the near future. Despite being rare, we also expect and  
299 hope for more morphologically aberrant Elmidae species, like *X. tuchaua* **sp. nov.**, to be  
300 found.

301 Based on our review on the literature and examination of images from type  
302 material, we concluded that sexual dimorphism is rather common among *Xenelmis*  
303 species and occurs in at least 8 of the known species of the genera (Table 1.). Although,  
304 no other species of the genus has such highly sexual dimorphic variation as *X. tuchaua*  
305 **sp. nov.**. Females on the new species resemble standard *Xenelmis* species in morphology  
306 whereas males could easily be misidentified, not just as belonging to a completely  
307 different species of *Xenelmis*, but also might lead non specialist ones to not identify it as  
308 belonging to *Xenelmis*, given its extraordinary morphology. Finding both males and

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

309 females on the same samples made it easier for us to make the gender association. If males  
310 and females were found isolated in distinct collection events, it is possible that we would  
311 not be able to assure their identities without in depth morphological review of closer  
312 related species or with the aid of molecular techniques.

313

#### 314 **ACKNOWLEDGMENTS**

315

#### 316 **REFERENCES**

- 317 Barr, C. B. 2018. *Amazonopsis*, an unusual new genus of riffle beetle from South  
318 America with two new species (Coleoptera, Elmidae, Elminae). *Zookeys*, 803: 71-  
319 92.
- 320 Barr, C. B.; Shepard, W. D. 2021. A review of the Larinae of Australia with  
321 description of seven new species and the new genus *Australara* (Coleoptera,  
322 Byrrhoidea, Elmidae). *ZooKeys*, 1073: 55–117.
- 323 Brown, H. P. 1970. Neotropical dryopoids I. *Xenelmis laura*, a new species from Brazil  
324 (Coleoptera, Elmidae). *The Coleopterists' Bulletin*, 24: 61-65.
- 325 Brown, H. P. 1972. Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of the United States. *Biota of*  
326 *Freshwater ecosystems identification manual*, nr. 6. U.S. Environmental  
327 Protection Agency, Washington, 92p.
- 328 Brown, H. P. 1985. *Xenelmis sandersoni*, a new species of riffle beetle from Arizona  
329 and Northern Mexico (Coleoptera: Dryopoidea: Elmidae). *The Southwestern*  
330 *Naturalist*, 30: 53-57.
- 331 Carter, H. J.; Zeck A. 1929. A monograph of the Australian Dryopidae. Order  
332 Coleoptera. *Australian Journal of Zoology*, 6:50-72.

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

- 333 Delève, J. 1968. Coleoptera Elminthidae. In: Resultats scientifiques. Mission  
334 zoologique aux îles Galapagos et en Ecuador. N. Leleup et J Leleup (eds). *Musée*  
335 *Royal d'Histoire Naturelle*, Belgique, 1, 209–272.
- 336 Delève, J. 1970. Contribution à l'étude des Dryopoidea XX. Espèces d' Elminthidae  
337 (Coleoptera) peu ou mal connues de l'Amérique du Sud. *Bulletin et Annales de la*  
338 *Société Royale d' Entomologie de Belgique*, 106: 47-67.
- 339 Hinton, H. E. 1940. A monographic revision of the Mexican water beetles of the family  
340 Elmidae. *Novitates Zoologicae*, 42(2): 217–396.
- 341 Hinton, H. E. 1946. A key to the species of *Xenelmis* Hinton, with descriptions of three  
342 new species (Col. Elmidae). *Entomology Monthly Magazine*, 83: 237–241.
- 343 Jäch, M.A.; Balke, M. 2008. Global diversity of water beetles (Coleoptera) in  
344 freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 419–442.
- 345 Jäch, M.A.; Kodada, J.; Brojer, M.; Shepard, W.; Čiampor Jr, F. 2016. Coleoptera:  
346 Elmidae and Protelmidae. *World Catalogue of Insects*, v.14, Brill, Leiden, 318p.
- 347 Kodada, J.; Jäch, M.A.; Čiampor Jr, F. 2016. 19.2. Elmidae Curtis, 1830. In: Beutel,  
348 R.G.; Leschen, R.A.B. (Ed.). *Handbook of Zoology*, v.IV (Part 38), *Coleoptera*,  
349 *Beetles*, v.1: *Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga,*  
350 *Polyphaga partim)*, 2nd.ed. Walter de Gruyter, Berlin, p.561–589.
- 351 Manzo, V. 2006. A review of the American species of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera:  
352 Elmidae), with a new species from Argentina. *Zootaxa*, 12: 53-68.
- 353 Passos, M. I. S.; Sampaio, B. H. L.; Nessimian, J. L.; Fereira-Jr, N. 2009. Elmidae  
354 (Insecta: Coleoptera) do Estado do Rio de Janeiro: Lista de espécies e novos  
355 registros. *Arquivos do Museu Nacional, Rio de Janeiro*, 67: 377-382.
- 356 Passos, M. I. S.; Segura, M. O.; Polizei, T. T. S.; Fernandes, A. S. 2023. Elmidae in

- 1  
2  
3  
4 357 *Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil*. PNUD. Disponível em:  
5  
6  
7 358 <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/122380>>. Accessed in: 12 Jan. 2023.  
8  
9 359 Polizei, T. T. S.; Costa, L. S. M.; Bispo, P. C. 2022. *Spanglerelmis*, a new genus of  
10  
11 360 Elmidae (Insecta: Coleoptera) from Brazil with new species and biological notes,  
12  
13 361 European Journal of Taxonomy. *European Journal of Taxonomy*, 813: 33–56.  
14  
15  
16 362 Sampaio, B. H. L.; Passos, M. I. S.; Ferreira-Jr, N. 2015. New species and new records  
17  
18 363 of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae) from Southeastern Brazil. *Zootaxa*, 1:  
19  
20 364 115-122.  
21  
22  
23 365 Shepard, W. D.; Barr, C. B. 2016. *Neoelmis guarani* Shepard & Barr, a sexually  
24  
25 366 dimorphic new species from Paraguay (Insecta: Coleoptera: Elmidae: Elminae).  
26  
27 367 *Zootaxa*, 3: 418-430.  
28  
29  
30 368 Shepard, W. D.; Sites, R. W.; Rodrigues, H. D. D. 2021. A New, Sexually Dimorphic  
31  
32 369 Species of *Cylloepus* Erichson from Brazil (Coleoptera: Elmidae). *The*  
33  
34 370 *Coleopterists Bulletin*, 75: 270-274.  
35  
36  
37  
38  
39

#### 372 **FIGURE LEGENDS**

40  
41  
42 373  
43  
44 374 **Figure 1.** Map showing the collection site location of *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.** in the  
45  
46 375 Mount Roraima National Park, Roraima state, Brazil.  
47  
48  
49 376

50  
51 377 **Figure 2.** *Xenelmis tuchaua* **sp. nov.**. Habitus, male [Holotype]: A – dorsal view; B –  
52  
53 378 ventral view. Habitus female [Paratype]: C – dorsal view; D – ventral view. Scale bar =  
54  
55 379 0,5 mm.  
56  
57  
58 380  
59  
60

1  
2  
3  
4 381 **Figure 3.** *Xenelmis tuchaua* sp. nov.. Habitus male [Holotype]: A – lateral view; B –  
5  
6 382 frontal view. Head, frontal view: C – male [Holotype]; D – female [Paratype]. Tibiae  
7  
8 383 and tarsi, male [Holotype]: E – protibia and -tarsus, posterior view; F – protibia and -  
9  
10 384 tarsus, ventral view; G – protibia and -tarsus, anterior view; H – mesotibia and -tarsus,  
11  
12 385 posterior view; I – metatibia and -tarsus, posterior view. Scale bars: A – B = 0,5 mm; C  
13  
14 386 – I = 0,2 mm.  
15  
16  
17  
18  
19

20 388 **Figure 4.** *Xenelmis tuchaua* sp. nov.. Aedeagus, male [Holotype]: A – ventral view; B –  
21  
22 389 lateral view. Ovipositor, female [Paratype]: C – Ventral view. Scale bars = 0,1 mm.  
23  
24  
25  
26

## 27 391 TABLES

28  
29 392  
30  
31 393 **Table 1.** List of *Xenelmis* species, their known distribution and an overview on their  
32  
33 394 sexual dimorphism. Distribution data is based on Jäch *et al.* (2016) and Passos *et al.*  
34  
35 395 (2023). Information on sexual dimorphism is based on original species descriptions,  
36  
37 396 Hinton (1940), Hinton (1946), Manzo *et al.* (2006) and Sampaio *et al.* (2015). NSD for  
38  
39 397 no distinct sexual dimorphism.  
40  
41  
42

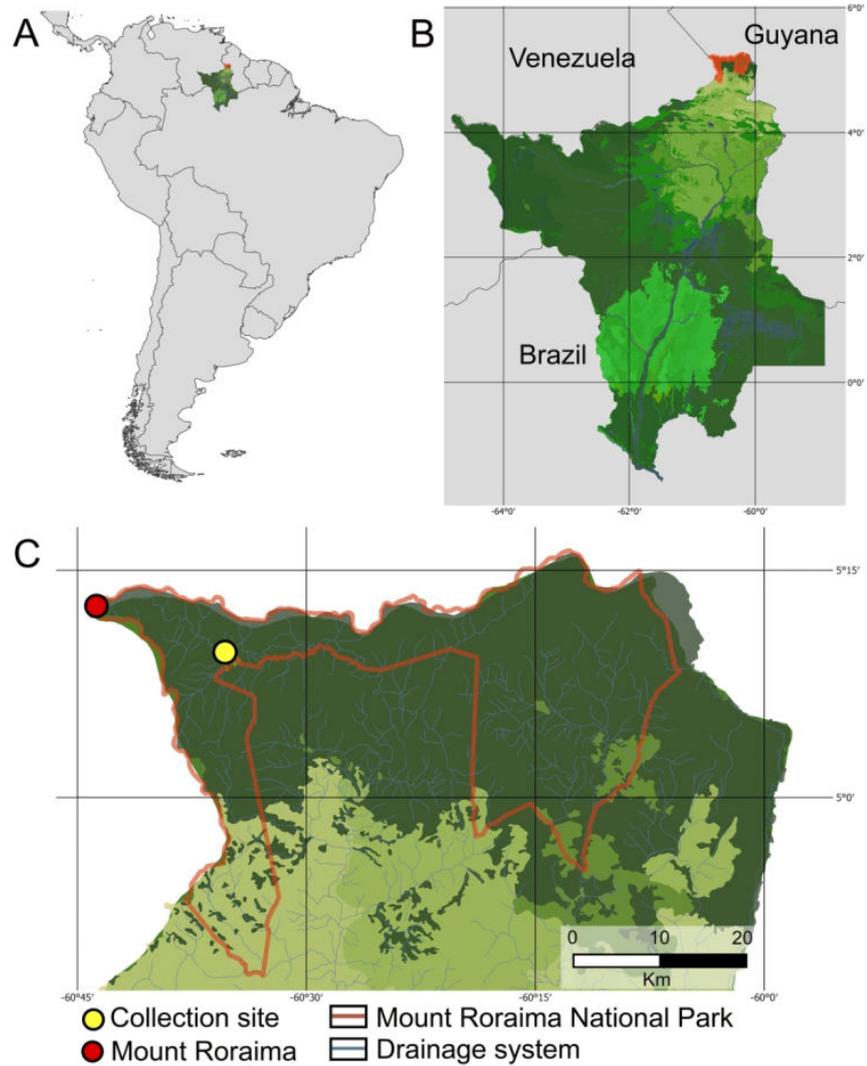
<i>Xenelmis</i> species	Distribution	Sexual dimorphic features
<i>X. audax</i> Hinton, 1946	Argentina, Brazil (SC)	Prosternal process (shape); tibiae (shape and structures); ventrite I (structures)
<i>X. bufo</i> (Sharp, 1882)	Belize, Costa Rica, Guatemala, Mexico, Panama, Venezuela	NSD
<i>X. comis</i> Hinton, 1946	Argentina, Brazil (SC), Paraguay	Median and hind tibiae (structures)
<i>X. granata</i> (Grouvelle, 1889)	Brazil (AM, RJ, SC)	Femur (shape); hind tibia (shape)

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

398

<i>X. granatoides</i> Sampaio, Passos & Ferreira-Jr, 2015	Brazil (RJ)	NSD
<i>X. laura</i> Brown, 1970	Brazil (PA)	Median and hind tibiae (structures); tarsus (structures)
<i>X. leechi</i> Perkins & Steiner, 1981	Bolivia, Peru	NSD
<i>X. marcapata</i> Perkins & Steiner, 1981	Peru	NSD
<i>X. micros</i> (Grouvelle, 1889)	Brazil (SC), Paraguay	Ventrite I (structure); front tibiae (structure); hind tibiae ( shape and structure)
<i>X. rufipes</i> Delève, 1968	Colombia, Ecuador	NSD
<i>X. sandersoni</i> Brown, 1985	Mexico, USA (AZ)	NSD
<i>X. sinecarina</i> Sampaio, Passos & Ferreira-Jr, 2015	Brazil (RJ)	NSD
<i>X. tarsalis</i> Hinton, 1946	Argentina, Brazil (RO, RR)	Hind tibia (structures); hind tarsomeres (shape and structures)
<i>X. teres</i> Hinton, 1946	Brazil (RO)	Male unknown
<i>X. tuchaua</i> sp. nov.	Brazil (RR)	Promotum (shape); Elytra (shape); femora (shape), anterior tibia (shape and structures), hind tibia (structures); hind tarsomere 5 (shape and structures)
<i>X. uruzuensis</i> Manzo, 2006	Argentina, Brazil (GO), Uruguay	Hind tibia (structures), ventrite I (structure)

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60



**Figure 1.** Map showing the collection site location of *Xenelmis tuchaua* sp. nov. in the Mount Roraima National Park, Roraima state, Brazil.

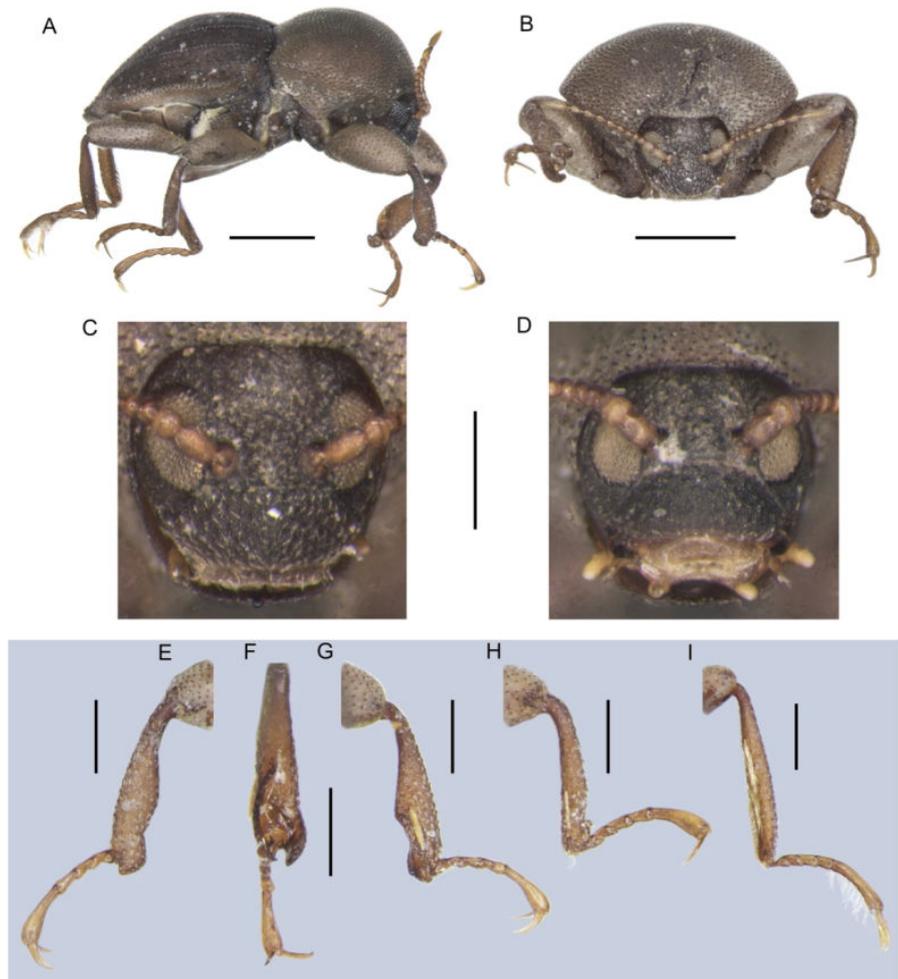
159x194mm (300 x 300 DPI)



**Figure 2.** *Xenelmis tuchaua* sp. nov.. Habitus, male [Holotype]: A – dorsal view; B – ventral view. Habitus female [Paratype]: C – dorsal view; D – ventral view. Scale bar = 0,5 mm.

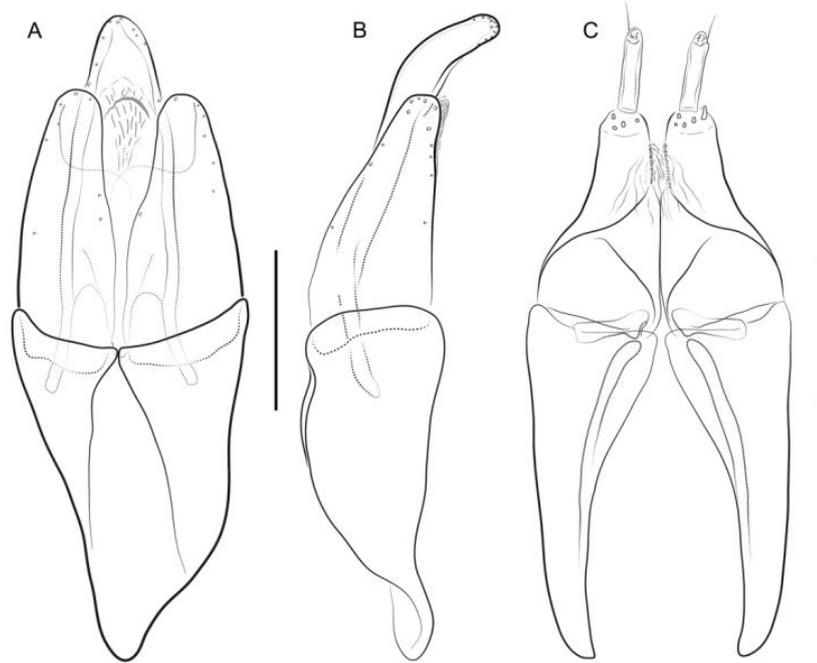
149x169mm (300 x 300 DPI)

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60



**Figure 3.** *Xenelmis tuchaua* sp. nov.. Habitus male [Holotype]: A – lateral view; B – frontal view. Head, frontal view: C – male [Holotype]; D – female [Paratype]. Tibiae and tarsi, male [Holotype]: E – protibia and -tarsus, posterior view; F – protibia and -tarsus, ventral view; G – protibia and -tarsus, anterior view; H – mesotibia and -tarsus, posterior view; I – metatibia and -tarsus, posterior view. Scale bars: A – B = 0,5 mm; C – I = 0,2 mm.

149x169mm (300 x 300 DPI)



**Figure 4.** *Xenelmis tuchaua* sp. nov.. Aedeagus, male [Holotype]: A – ventral view; B – lateral view. Ovipositor, female [Paratype]: C – Ventral view. Scale bars = 0,1 mm.

209x165mm (300 x 300 DPI)

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

## 2.3 ARTIGOS DERIVADOS DA TESE EM PREPARAÇÃO COM O ORIENTADOR

### 2.3.1 FORMATADO PARA SUBMISSÃO NO PERIÓDICO INTERNACIONAL *NEOTROPICAL ENTOMOLOGY* (SPRINGER) ISSN: 1678-8052 (QUALIS A4)

#### ***Epodelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae) finally found in Brazil: A taxonomic revision and description of a new Amazonian species**

Neotropical Entomology - Systematics, Morphology and Physiology

Maria L. S. Almeida<sup>1,4,8</sup>; André S. Fernandes<sup>2,5</sup>; Thiago T. S. Polizei<sup>3,6</sup>, Rafael Boldrini<sup>1,7</sup>

<sup>1</sup>*Universidade Federal de Roraima (UFRR), Campus Paricarana, Programa de Pós Graduação em Saúde e Biodiversidade, CEP 69310-000, Boa Vista, RR, Brazil.*

<sup>2</sup>*Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus de Porto Nacional, Coordenação de Laboratórios de Ciências Biológicas, Laboratório de Entomologia Caixa Postal 136, CEP 77500-000, Porto Nacional, TO, Brazil.*

<sup>3</sup>*Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZSP), Laboratório de Coleoptera (LaC), Av. Nazaré 481, CEP 04263-000, São Paulo, SP, Brazil. ORCID: 0000-0003-3746-8865*

<sup>4</sup>*ORCID: 0000-0003-3560-1116*

<sup>5</sup>*ORCID: 0000-0002-5635-0291*

<sup>6</sup>*ORCID: 0000-0003-3746-8865*

<sup>7</sup>*ORCID: 0000-0003-1119-7577*

<sup>8</sup>Corresponding author. E-mail: mariasampaioms61@gmail.com

**Abstract:** *Epodelmis* Hinton, 1973, is a monotypic genus of tiny riffle beetles known only from its type locality in Bolivia and from a single record in Colombia. They sessão distinguished among the Neotropical Elmidae genera by the produced elytral apices, the plastron belt on hypomera extending until the posterior 1, and the distinct structure of the male 3. After examination of material from several localities in Brazil, we found two *Epodelmis* species in the country: *E. rosa* Hinton, 1973 (from Mato Grosso state) and *Epodelmis anaua* **sp. nov.**

(from Roraima state). Based on these new, of the type series of *E. rosa*, we present a taxonomic of *Epodelmis*. In this work we register the genus for the first time in Brazil, update its diagnosis, redescribe *E. rosa*, describe *E. anaua* **sp. nov.**, and provide illustrations of the habitus and diagnostic structures for both species.

**Keywords:** Aquatic insects, Biodiversity, Neotropics, Riffle beetles, Taxonomy.

#### **Declarations**

**Conflict of Interests/ Competing Interests.** The authors have no competing interests to declare that are relevant to the content of this article.

**Funding.** The research leading to these results received funding from Conselho Nacional de Desenvolvimento de Científico e Tecnológico – CNPq; Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo- FAPESP under Grant Agreement No [2015/17064-7; 2016/21184-0]; Brazilian Innovation Agency – FINEP Project No [01.18.0077.00]; Programa de Educação Tutorial em Biologia – PETBio and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES.

**Availability of data and material.** Not applicable.

**Code availability.** Not applicable.

**Authors' contributions.** All authors contributed to the study's conception and design. All have approved the final manuscript.

**Ethics approval.** Not applicable.

**Consent to participate.** Not applicable.

**Consent for publication.** Not applicable.

#### **Acknowledgements**

We would like to express our gratitude to the Universidade Federal de Roraima for the support and logistics. We warmly thanked the Dr Sônia Casari and the Coleoptera team from the Laboratório de Coleoptera (LaC) of the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZSP) for the receptivity during the study and development of this paper. We are also grateful to Max Barclay, Natural History Museum (NHMUK) and Dr. Fernando Vaz-de-Mello, Universidade Federal do Mato Grosso (UFMT), for the loans of specimens and for hosting TTSP for the study of the material deposited in collections in their care. The owners of the Alvorada farm are warmly

thanked, the Zeferino family, for supporting the collections on their property. Thanks to Artur Alves for helping with the illustrations of mouthparts. TTSP thanks to SAIA/NSP (National Scholarship Programme of the Slovak Republic); CAPES (Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel, Ministry of Education, Brazil) and FAPESP (The São Paulo Research Foundation, process numbers 2015/17064-7 and 2016/21184-0), for financial support and scholarships.

## Introduction

The Neotropical region has 51 Elmidae genera described, representing almost 1/3 of all known elmid genera in the world (Jäch et al. 2016; Gonzalez-Cordoba et al. 2020; Polizei, Costa and Bispo, 2022). In the last years, the increasing number of authors and studies (Martínez-Román et al. 2019; Polizei and Barclay, 2019a, b; Polizei and Casari, 2019; Almeida et al. 2020; Fernandes et al. 2020; Shepard et al. 2020; Polizei and Fernandes, 2020; Polizei et al. 2020a, b; González-Córdoba et al. 2021; Linský et al. 2021; Polizei and Hamada, 2021; Polizei et al. 2022), contributed for a much more comprehensive elmid fauna in the region. Although, it is clear that we are far from exhausting the taxonomic issues on Neotropical Elmidae and we still face huge knowledge gaps, especially on its immature stages and systematics.

From all known Neotropical Elmidae genera, 12 are still monotypic: *Xenelmoides* Hinton, 1936; *Neolimnius* Hinton, 1939; *Oolimnius* Hinton, 1939; *Tolriolus* Hinton, 1940; *Tolmerelmis* Hinton, 1972; *Epodelmis* Hinton, 1973; *Anommatelmis* Spangler, 1981; *Hispaniolara* Brown, 1981; *Pseudodisersus* Brown, 1981; *Roraima* Kodada and Jäch, 1999; *Ictelmis* Čiampor, Linský and Čiamporová-Zatovicová, 2019 and *Zunielmis* González-Córdoba, Manzo and Granados-Martínez, 2021. It is expected that most of these genera will not remain monotypic for much longer, once the studies on Neotropical elmid are increasing rapidly, as happened recently with *Pagelmis* Spangler, 1981 (Polizei and Hamada, 2021), *Tyletelmis* Hinton, 1972 (Fernandes et al. *in press*) and *Epodelmis* (here treated).

The genera *Epodelmis* Hinton, 1973 and *Holcemis* Hinton, 1973 were described based on specimens collected in lowland areas of Bolivia in 1937 and 1969, respectively, and represent the latest two Neotropical genera described by Hinton. Since both genera were erected, they have rarely been registered in the literature and, until now, no new species was described for any one of them. According to Hinton (1973), these two genera and *Hexacylloepus* Hinton, 1940 seem to be close among each other, sharing resemblance on general morphology. *Epodelmis* are tiny riffle-beetles represented by a single species, *Epodelmis rosa* Hinton, 1973. They can be distinguished from both *Holcemis* and *Hexacylloepus* by the produced elytral apices; the plastron belt on hypomera extending until the posterior margin; and the distinct structure of the male genitalia. Apart from the

original description (Hinton, 1973), almost no data has been published on this genus and *Epodelmis rosa* is still only known from its type locality.

In this article, we present a taxonomic revision of the genus *Epodelmis* and its first record for Brazil. Here we update the genus diagnosis; redescribe *Epodelmis rosa* based on specimens from the Pantanal Biome (wetland) in Mato Grosso state, Brazil and on the type series, and report the species for the first time out of Bolivia; describe *Epodelmis anaua* **sp. nov.** based on specimens from the Amazon biome (rain forest) in Roraima state, Brazil; provide images of the *habitus* and illustrations for the diagnostic structures for both species; and provide a map showing the updated known distribution for the genus.

### **Materials and Methods**

The study of the specimens of *E. rosa* was based on material loaned from the Coleção Entomológica of the Universidade Federal do Mato Grosso, Cuiabá, Brazil and study of the type series housed in the Natural History Museum (NHMUK), London, United Kingdom. The specimens of the new species were collected in September 2021 on the banks of the Anauá River, municipality of Caracaraí, Roraima State, Brazil (Figura 1). The specimens were collected using Pennsylvania traps with black and white lights, later the material was fixed in 80% alcohol.

The morphological studies were carried out in a Leica N205A stereoscopic microscope. The female genitalia, mouthparts, tergites and VIII and IX abdominal sternites were dissected with using pins and posteriorly cleared in heated 10% KOH (ver qual microscópio foi utilizado), for the male genitalia lactic acid was used and for visualization and study of this structure, a Nikon eclipse E200 microscope was used. These structures were mounted between the slide and the coverslip using glycerine jelly as the mounting medium, sealed with nail polish.

The specimens were photographed using a Canon EOS550D camera coupled to a Leica N205A stereoscopic microscope and a Leica MC120HD camera coupled to a Leica M165C stereoscopic microscope. Illustrations were made using a ZEISS Axioskop microscope equipped with a camera lucida. Photographs were edited using Adobe Photoshop CC®, Adobe Illustrator CC® and Procreate for Ipad CC®.

### **Depositories**

CEUFT – Coleção de Entomologia, Universidade Federal do Tocantins. Porto Nacional, Tocantins State, Brazil.

INPA – Coleção de Invertebrados do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas State, Brazil.

MZUSP – Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. São Paulo, São Paulo State, Brazil.

UFRR – Laboratório de Entomologia da Universidade Federal de Roraima, Centro de Estudos da Biodiversidade. Boa Vista, Roraima State, Brazil.

## Results

### *Epodelmis* Hinton, 1973

*Epodelmis* Hinton, 1973:5

Type species: *Epodelmis rosa* Hinton, 1973 (by monotypy)

Figs. (2–6)

#### *Diagnosis*

Body subparallel, covered with very short (indistinct) to short (distinct), recumbent golden setae arising from scale-like granules (except on mouthparts, antennae and tarsi). Color varies from light brown to yellowish brown, with head distinctly darker; pronotum slightly darker in relation to elytra. Pronotum base slightly wider than apex; with incomplete sublateral carina on each side; pronotal disc with evident median longitudinal impression varying from shallow to moderately deep; sinuous lateral margins, slightly expanded on basal 2–3/5. Elytron with two almost complete, low sublateral carinae on 6th and 8th intervals; with very low to moderately raised very short carinae on 4th interval; apex produced with junction of the elytron tips varying from rounded to slightly truncated. Hypomeron covered with plastron, except for anteromedial belt adjacent to the prosternal margin. Prosternum with anterior margin raised; prosternal process with lateral margins raised adjacent to procoxae, with apex sub-rectangular and truncate, longer than wide and surpassing the procoxae. Ventrite I without carinae. Legs entirely covered with granules and plastron, except for tarsi; pro- and metatibiae with a short fringe tomentum, mesotibiae with two fringes; tarsal claws not toothed. Male genitalia elongate; dorsal-sac-support of endophallus strongly sclerotized and very distinct; parameres indistinguishable or absent.

#### *Distribution*

Bolivia (Santa Cruz), Colombia (Caquetá) and Brazil\* (Roraima and Mato Grosso States).

\* = New record.

***Epodelmis rosa* Hinton, 1973**

*Epodelmis rosa* Hinton, 1973:5

Figura 2 (a, b, c)

*Material Examined*

*Male Holotype.* ♂ BOLIVIA: Dept. of Santa Cruz, Prov. Sara, Santa Rosa / Blacklight TRAP R.E.Woodruff /

*Epodelmis rosa* Hinton HOLOTYPE / H.E. Hinton collection. B.M.1977-566 (NHMUK).

*Paratypes.* ♂ BOLIVIA: Dept. of Santa Cruz, Prov. Sara, Santa Rosa / Blacklight TRAP R.E.Woodruff /

*Epodelmis rosa* Hinton Paratype / H.E.Hinton collection. B.M.1977-566 (NHMUK). ♀ S. Rosa, S. Cruz Prov.

Sara. Bol. R.E.Woodruff / *Epodelmis rosa* Hinton Paratype / H.E.Hinton collection. B.M.1977-566 (NHMUK).

*Additional material.* 2♂ and 1♀ BRAZIL: Mato Grosso state: Poconé - MT / 23-VI-1998 / Elmidae / Arm. Lum. (MZUSP 31100-31102).

*Diagnosis*

Body covered with short (very distinct) recumbent golden setae on venter (except on mouthparts, antennae and tarsi). Head with brown vertex. Pronotum with longitudinal impression on disc shallow; without depression (lateral view); sublateral carinae distinct on basal 3/5. Elytra with very short and indistinct carinae on 4th interval; apically acuminate with apex slightly rounded. Hypomeron covered with plastron, except for trapezoid area on anterior 1/2, adjacent to prosternal lateral margin. Ventrite I with small, rounded, callosity covered with recumbent setae in the middle of the disc. Male genitalia with median lobe slightly acuminate at apex, lateral margins nearly parallel; phallobase about as wide as median lobe in dorsal/ventral views; median lobe strongly arcuate, gradually bent towards dorsum in lateral view.

*Redescription (based on Holotype and Brazilian specimens)*

*Male.* ( Figura 2). Length: 2.1 mm - 2.2 mm; maximum width: 0.7 mm - 0.8 mm (at basal 2/5 of elytra); pronotum length: 0.55 - 0.6 mm; pronotum width 0.66 - 0.67 mm (at basal 2/5); elytra length (1.5 - 1.55 mm).

*Color.* Brownish head; yellowish brown body, darker on pronotum, lighter on mouthparts, antennae and tarsomeres. Golden setae.

*Head.* Prognathous; without impressions; brown and pubescent vertex; Antennae filiform, scape at its base, last article longer than the others.

*Thorax.* Pronotum as long as wide; sublateral carinae evident, elevated, and slightly sinuous in the basal 1/3; longitudinal impression of the pronotum disc shallow (dorsal view), without depression (side view); lateral margins prominent (in dorsal view), with a base wider than the apex; arcuate anterior margin. Prosternum with plastron except in a centralized vertical band, anterior margin slightly sinuous, proepisternum with an area without a plastron, near at margin in circle shape and proepimeron partially with plastron, except in the area around the procoxae; prosternal process with apex rectangular as longer than wide, without plastron. Hypomeron with plastron, except in a triangular area near the lateral margin of the prosternum. Elytron elongated, with long setae spaced in the cuticle; apex slightly rounded; emarginate margin; lateral margin crenate and prominent; two pair of sublateral carinae, extending from the base to apical 1/4 on 6th and 8th intervals; fourth interval slightly raised on basal 1/5; scutellum with rounded base and V-shaped apex. Metaventricle wider than long. Slightly triangular metacoxae. Long and robust legs, granulated; tibiae elongated and robust in relation to tarsus; mesotibiae and metatibiae with spines that go from the middle to apex.

*Abdomen.* Covered with plastron and short setae. Ventrite V longer than the others; third ventrite more arched than the others; first ventrite with rounded protuberance, covered by setae region.

*Genitalia.* (Figura 3 d, e). (Length: 0.7). Median lobe symmetrical, in ventral view uniformly longer than phallobase with apex “bullet shaped”, in lateral view inclined at the apical 1/2; wide and short fibula in relation to the apex of the penis with a rounded tip; phallobase asymmetric the same width as the median lobe, very evident corona, absent or reduced parameres.

### *Female*

*External morphology.* Similar to male.

*Terminalia.* Tergite VIII semi-elliptical, covered with short setae, nearly straight anterior margin, slightly arcuate lateral margins, broadly rounded posterior margin; sternite VIII arrow-head shaped, about two times longer than wide, anterior projection very long, posterolateral margins slightly arcuate, posterior margin broadly rounded with few, stout, short setae on sides. Ovipositor symmetrical; valviver wide at apex and arcuate at base, 3x longer than coxite in length; coxites wider at base, without setae, covered with micropunctures; styli divergent.

### *Variation*

Coloration does not vary significantly among three specimens examined during description. Little variation in size was observed in both males and females and was recorded as follows: Males (n=2): total body length 2.1–2.2 mm; pronotum length 0.6 mm and greatest width 0.65–0.67 mm; elytra length 1.5–1.6 mm, and greatest

width 0.7–0.7 mm. Female (n=1): total body length 2.1 mm; pronotum length 0.5 mm, and greatest width 0.6 mm; elytra length 1.6 mm, and greatest width 0.7 mm.

### ***Habitat***

### ***Distribution***

Bolivia and Brazil (Mato Grosso state).

### ***Epodelmis anaua sp. nov***

Figura 4 (f, g, h)

### ***Material Examined***

*Holotype*. ♂ BRAZIL. Roraima. Caracaraí. Vicinal 13. Rio Anauá. 17-18.IX.2021. 01°06'27.7"N 60°08'57.7"W. Pennsylvania Trap. A.S.Fernandes; M.L.S.Almeida & R.Boldrini *le.g.* (MZSP).

*Paratypes*. 1 ♂ and 3 ♀ Same data as holotype. (MZSP).

### ***Diagnosis***

Body covered with very short (inconspicuous) recumbent golden setae on venter (except on mouthparts, antennae and tarsi). Head with a very dark brown to black vertex. Pronotum covered with coarse granules; sublateral carinae complete; median longitudinal impression on disc deep, on basal 2–3/4. Elytra punctures distinctly coarse and deep; with very short and distinctly raised carinae on 4th interval; apexes broadly rounded to slightly truncated. Hypomeron covered with plastron, except on inner lateral margin, forming a semi elliptical area without plastron. Metaventricle darkened near lateral margins. Ventricle I without callosity in the middle of the disc. Male genitalia with phallobase wider than median lobe in dorsal/ventral views; median lobe almost straight in lateral view, only bent towards dorsum near apex.

### ***Description***

*Holotype male (Figura 4)*

*Body*. length: 2.0 mm; width: 0.8 mm (maximum width of the elytra); pronotum length: 0.5 mm; pronotum width: 0.55 mm; elytra length: 1.5 mm.

*Color*: generally yellowish brown, with darker pronotum in relation to the elytra. Head with black vertex.

Mouthparts, antennae, tarsomeres and tarsal claws yellowish. Golden setae.

*Head.* without impressions. Black and pubescent vertex; antennae filiform; scape with narrow base, last article more elongated than the others. Rounded eyes. Mandibles (fig. 5i) with 3-apical tooth, asymmetrical with four closely spaced setae on the lateral lobe; prostheca membranous, with different sizes of setae. Labrum (fig. 5j) symmetrical rectangular with rounded lower corners and long, spaced setae along its entire length. Maxilla (fig. 5k) palp with 4-palpomere, rounded apical palpomere and an evident setae; lacinia with long dense setae; palpifer triangular; cardo asymmetric longer than wide; gálea with truncated apex with long setae. Labium (fig. 5l) palp with 3 palpomeres, apical palpomere longer than the others, with two setae very spaced; mentum rectangular; submentum with short and spaced setae; gula densely covered with long setae.

*Thorax.* Pronotum slightly wider (0.55 mm) than long (0.50 mm), with inconspicuous granules; convex anterior margin; one evident carina on each side of the pronotum, extending from base to anterior margin; median longitudinal impression deep in disc of pronotum in dorsal view, extending from the basal 2/4 to the apical 1/4, with evident depression in lateral view; lateral margin of pronotum slightly sinuous and crenate. Hypomeron and prosternum with plastron along its entire length, except on the lateral margins, forming a convex area without a plastron; long, rectangular prosternal process surpassing the procoxae, covered with plastron. Robust elytron emarginate at the base; wider than the pronotum (0.80 mm: 0.55 mm); crenate lateral margins and truncated apex; sublateral carinae very evident in the 6th and 8th intervals, extending from base to apex, with short carina in the 4th interval present in the basal 1/4; humerus with granules surpassing the epipleura (ventral view); without long and spaced setae in the cuticle; scutellum broadly convex in anterior half and U-shaped in posterior half. Metaventrite wider than long, with darker color in regions near lateral margin. Rounded metacoxae. Long legs, granulated; less robust tarsus; trochanters without plastron; mesotibia and metatibia with short fringe of tomentum that extends to 1/2; long and thin tarsal claws.

*Abdomen.* Five ventrites, granulated, moderately arched, with plastron and short setae in all its extension, without depressions or carinae; fifth ventrite longer than the others, ventrites II and III wider than the others. Tergite VIII semi-circular shaped, covered with short setae, concave anterior margin, slightly arcuate lateral margins, broadly rounded posterior margin; sternite VIII trapezoid shaped, about as long as wide, very narrow and elongate anterior projection, posterolateral margins angulate, posterior margin broad and straighty, with pair of, thin setae on sides.

*Male genitalia.* (fig. 6 (m, n)). (Length: 0.65mm). Symmetrical median lobe in lateral view, 3x longer than wide and longer than basal lobe, in lateral view median lobe straight except at its apex where it inclines slightly to the side; penis wider at the base that tapers slightly to 1/4 anterior onde se alarga novamente and then narrows slightly to the apex; acute apex. Shorter and narrower fibula in relation to the penis with rounded apex. Phallobase asymmetric, longer than wide. Very evident corona. absent or reduced parameres.

*Female*

*External morphology.* similar to male; Tergite VIII nearly pentagonal-shaped, covered with short setae, nearly straight anterior margin, slightly angulated lateral margins, broadly rounded posterior margin; sternite VIII arrow-head shaped, about two times longer than wide, anterior projection very long, posterolateral margins slightly angulated, posterior margin broadly rounded with few, stout, short setae on sides.

*Genitalia.* Symmetrical ovipositor; valviver wide at apex and rounded at base 2x longer than coxite in length; coxites wider at base than apex with short setae; styli divergent.

*Variation*

Coloration does not vary significantly among the five specimens examined. Little variation in size was observed in both males and females and was recorded as follows: Males (n=2): total body length 1.85–2.0 mm; pronotum length 0.45–0.5 mm, and greatest width 0.5–0.55 mm; elytra length 1.4–1.5 mm, and greatest width 0.7–0.8 mm. Females (n=3): total body length 1.95–2.0 mm ( $\bar{x}$  = 1.98 mm); pronotum length 0.5–0.6 mm ( $\bar{x}$  = 0.53 mm), and greatest width 0.55–0.65 mm ( $\bar{x}$  = 0.6 mm); elytra length 1.4–1.5 mm ( $\bar{x}$  = 1.45 mm) and greatest width 0.75–0.8 mm ( $\bar{x}$  = 0.76 mm).

*Etymology*

The specific epithet is a noun in apposition and refers to the Anauá River, one of the main rivers in the southern region of Roraima State and where the species was found. In the indigenous language Tupi Guaraní, “Anauá” also means flowering tree.

*Habitat*

The material was collected with light traps on the banks of the Anaua River in the municipality of Caracaraí, in the southern region of the Roraima State, Northern Brazil. The Anauá River originates near the Brazilian border with southeast Guyana and is one of the main tributaries of the Branco River, which is the main river in the Roraima state.

*Distribution*

Brazil (Roraima state).

*Comparative notes*

*Epodelmis anaua* **sp. nov.** differs from *E. rosa*, by the following characteristics: 1) Pronotum coarsely

granulose; while in *E. rosa* pronotum is more finely granulose. 2) pronotal sublateral carina complete; while in *E. rosa* the sublateral carina is confined to basal 1/3. 3) Oval longitudinal impression on pronotal disc moderately deep, while in *E. rosa* the pronotal disc is nearly flat; 4) Lines of short spaced setae poorly distinct on elytral intervals; while in *E. rosa* lines of short spaced setae are longer and distinct. 5) Elytral apex nearly truncate; while in *E. rosa* elytral apex nearly acuminate. 5) Ventrites I - III with shallow lateral fovea; while in *E. rosa* laterals of ventrites I-III are flat. (6) Disc of Ventrite I flat; while in *E. rosa* disc of Ventrite I with small rounded protuberance at middle. 7) Median lobe of aedeagus nearly rounded at apex, and pre-apical portion 2x narrower than base and phalobasis; while in *E. rosa* median lobe is acuminate at apex, and pre-apical portion is about as wide as base and phalobasis.

## Discussion

With the noticeable increase of taxonomical studies on Neotropical Elmidae in recent years (e.g. Polizei *et al.*, 2022; Barr *et al.*, 2021; Polizei & Hamada, 2021; Polizei, Barclay & Bispo, 2020; Almeida, Fernandes & Boldrini, 2020; González -Córdoba *et al.*, 2019), some previously monotypic genera have lost this status (e.g. Polizei & Hamada, 2021; Fernandes *et al.* in press) and more genera are expected to be proven multi-specious in the near future. Automatically, it results in amended an updated diagnosis for these genera, as in the case with *Epodelmis* here treated. It also brings insights on demanding changes on the systematics and current classification of some New World Elmidae genera.

Despite recent progress in molecular phylogenetic and phylogenomic studies on water beetles, a comprehensive phylogeny for the Elmidae family has not yet been proposed. Kobayashi *et al.* (2021) recently proposed a molecular phylogeny focused on the Holarctic Elmidae tribes, enlightening some intrafamilial questions. However, the Neotropical and Afrotropical Elmidae fauna still lack any kind of wide spectrum phylogeny and there is no systematic placement proposal for *Epodelmis* so far.

Hinton (1973) brings suggestions on the relationships of *Epodelmis* with other presumed related genera, based on morphology. According to the author, *Epodelmis*, *Hexacylloepus* and *Holcelmis* share some unique combination of features among the Neotropical Elmidae (Hinton 1973). He also brings information on the potential preferential habitats for *Epodelmis* and *Holcelmis* and hypothesized that these two genera may be occupying the niche made available by the absence of *Hexacylloepus* (a much more common and widespread genera) in the habitats he sampled (Hinton, 1973). However, in our samplings using light traps, we found a variety of other genera besides *Epodelmis*, including *Hexacylloepus*, suggesting that these genera may occur, at least, near in the same area of the river.

## References

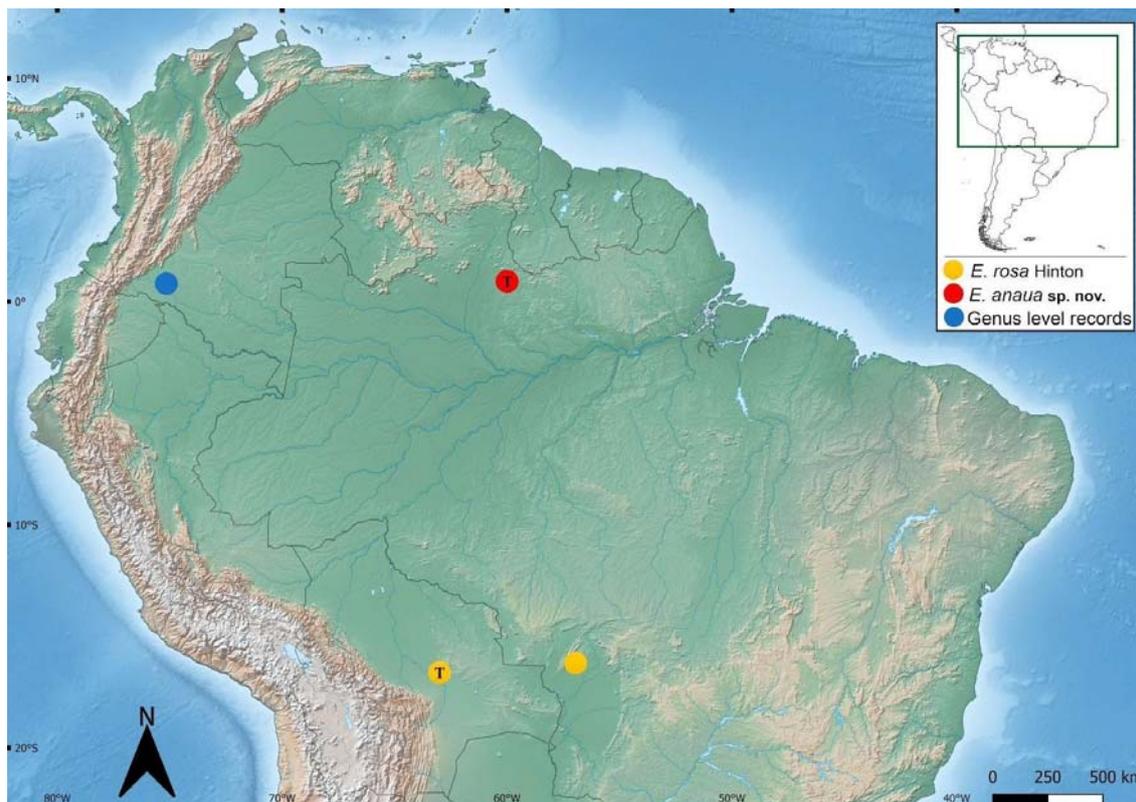
- Almeida MLS, Fernandes AS, Boldrini R (2020) A new species of *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae) and new records of Elmidae from Roraima State, northern Brazil. *Zootaxa*, Northern Brazil, 4718 (2): 277–284.
- Barr, CB. et al. (2021) *Amazonopsis cerdani* (Coleoptera: Elmidae: Elminae), a New Species of Riffle Beetle from French Guiana with Habitat Observations. *The Coleopterists Bulletin*, Guiana Francesa, v. 75, n. 2, p. 427-439.
- Brown HP (1981) Key to the world genera of Larainae (Coleoptera, Dryopoidea, Elmidae), with descriptions of new genera from Hispaniola, Colombia, Australia, and New Guinea. *The Pan-Pacific Entomologist*, 57(1): 76–104.
- Čiampor Jr. F, Linský M, Čiamporová-Zaťovičová Z (2019) *Ictelmis*, a new riffle beetle genus from Ecuador (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa*, 4695 (5): 483–491.
- Fernandes AS, Polizei TTS, Boldrini R (2020) Notes on *Stenhelmooides* and description of the true male genitalia of *S. strictifrons* Grouvelle, 1908 (Coleoptera: Elmidae). *Acta Amazonica*, 50 (4): 317–326.
- González-Córdoba M, Manzo V, Granados- Martínez CE (2021) *Zunielmis pax*, a new genus and species of riffle beetles (Coleoptera: Elmidae) from Colombia. *Zoosystematica rossica*, 30 (2): 248–265.
- González-Córdoba M, Zúñiga MC, Manzo V (2020) La familia Elmidae (Insecta: Coleoptera: Byrrhoidea) en Colombia: riqueza taxonómica y distribución. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171): 522–553.
- Hinton HE (1936) A new genus and a new species of Elminae (Coleoptera, Dryopidae). *The Entomologist's Monthly Magazine*, 1–5.
- Hinton HE (1939) On some new genera and species of Neotropical Dryopoidea (Coleoptera). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 89(3): 23–45.
- Hinton HE (1940) A monographic revision of the Mexican water beetles of the family Elmidae. *Novit. Zool.* 42: 217–396.

- Hinton HE (1972) Two new genera of South American Elmidae (Coleoptera). *The Coleopterists Bulletin*, 26 (2): 37–41.
- Hinton HE (1973) New genera and species of Bolivian Elmidae (Coleoptera). *The 1189 Coleopterists' Bulletin* 27 (1): 1–6.
- Jäch MA, Kodada J, Brojer M, Shepard W, Čiampor F (2016) Coleoptera: Elmidae, Protelmidae. *World Catalogue of Insects*. Koninklijke Brill, Leiden, The Netherlands: 1–340.
- Kodada J, Jäch MA (1999) *Roraima carinata* gen. et sp. nov. and *Neblinagena doylei* sp. nov., two Larinae from Mount Roraima, Venezuela (Coleoptera: Elmidae). *Entomological Problems*, 30 (1): 13–29.
- Linský M, Čiamporová-Zaťovičová Z, Čiampor Jr F (2021) A revision of *Onychelmis* Hinton, 1941 (Coleoptera: Elmidae), with description of new species, DNA barcoding and notes on the geography of the genus. *European Journal of Taxonomy* 73 (9): 1–35.
- Martínez-Román NR, Manzo V, Archangelsky M (2019) A new species of *Stethelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae) from Argentina and description of its larva. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, Tucumán, 91 (4): 1–13.
- Polizei TTS, Barclay MVL (2019) The genus *Cylloepus* Erichson, 1847 (Coleoptera: Elmidae: Elminae) new species and combinations. *Zootaxa*, 4652 (1): 093–100.
- Polizei TTS, Barclay MVL, Bispo PC (2020) *Hexacylloepus* Hinton, 1940 rises again; 18 new species of a neglected genus (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmidae). *Zootaxa*, 4819 (1): 006–048.
- Polizei TTS, Casari SA (2019) *Macrelmis pubescens* (Grouvelle, 1889) – redescription of the species, designation of a lectotype and description of its larva (Coleoptera: Elmidae). *Annales de la Société entomologique de France* (NS): 1–12.
- Polizei TTS, Costa LSM, Bispo PC (2022) *Spanglerelmis*, a new genus of Elmidae (Insecta: Coleoptera) from Brazil with new species and biological notes. *European Journal of Taxonomy*, São Paulo, 813 (1): 33–56.
- Polizei TTS, Fernandes AS (2020) The Neotropical genus *Portelmis* Sanderson, 1953 (Coleoptera: Elmidae): three new species, new records and updated key. *Zootaxa*, 4810 (3): 452–467.
- Polizei TTS, Hamada N (2021) A new minute riffle beetle (Coleoptera: Elmidae: *Pagelmis*) from the Brazilian Amazon. *Zootaxa*, 5061 (2): 369–376.

Shepard WD, Clavier S, Cerdan A (2020) A generic key to the known larval Elmidae (Insecta: Coleoptera) of French Guiana. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 60 (15): 1–9.

Spangler PJ (1981) Two New Genera of Phreatic Elmid Beetles from Haiti; One Eyeless and One with Reduced Eyes (Coleoptera, Elmidae). *Bijdragen tot de Dierkunde (Amsterdam)*, 51(2):375–387.

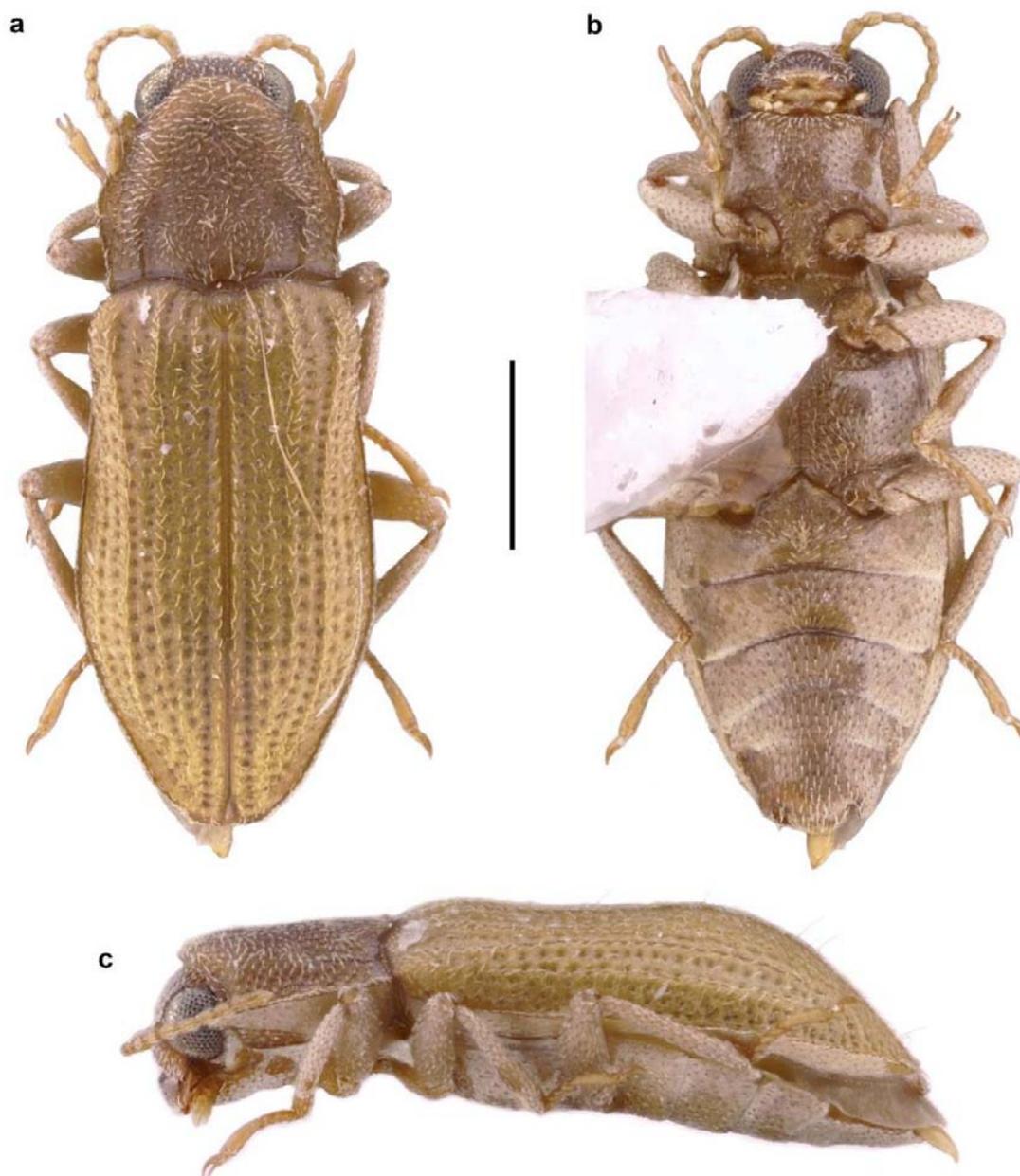
## Figures



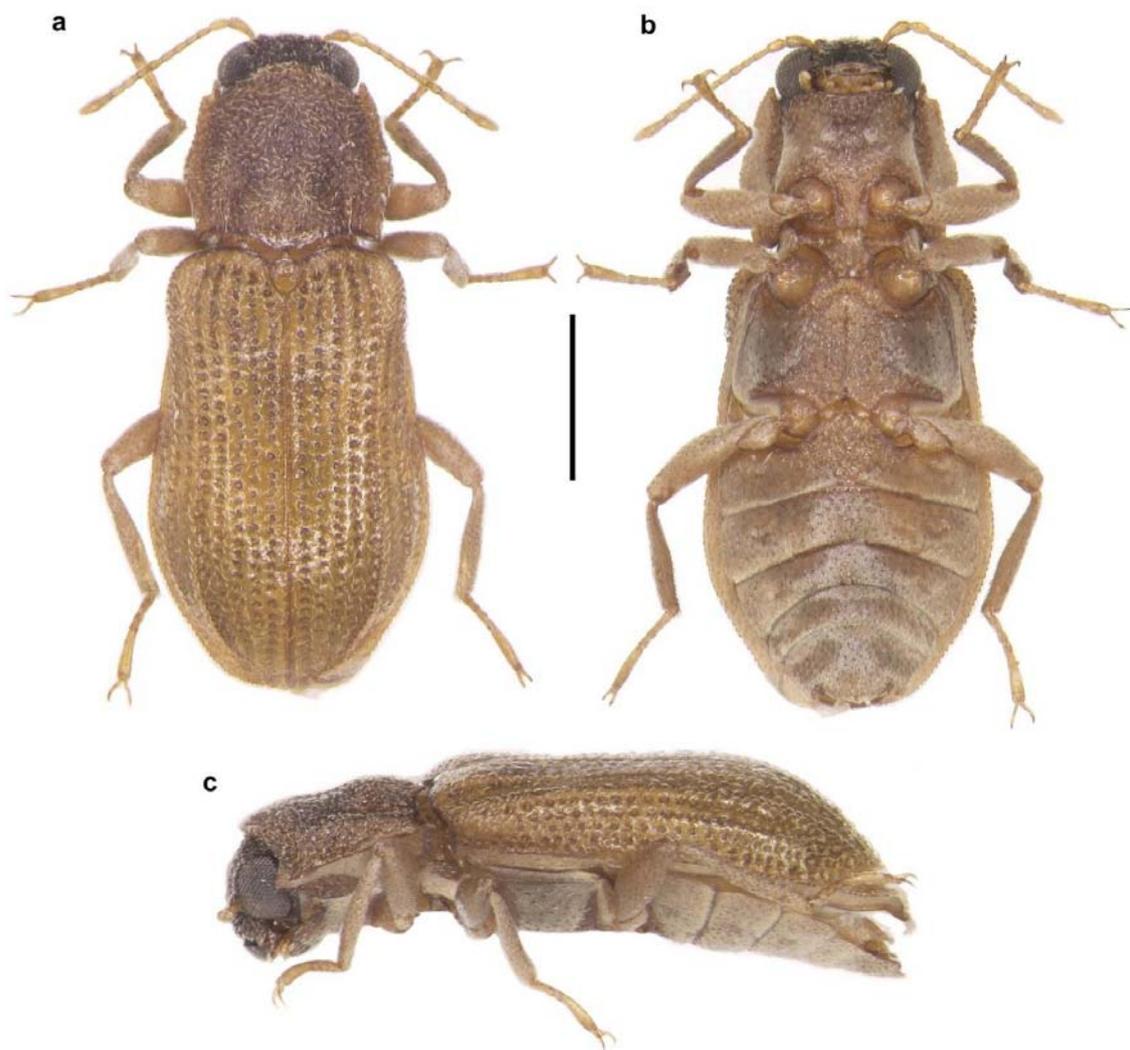
**Figura 1** Map showing the known distribution of *Epodelmis* Hinton, 1973. Yellow circles indicate records of *Epodelmis rosa* in Bolivia and Brazil. Blue circle indicates record of undetermined *Epodelmis* recorded by González-Córdoba (2021) in Colombia. Red circle indicates record of *Epodelmis anaua* **sp. nov.** in Roraima, Brazil. Letter “T” for the type locality of each species.



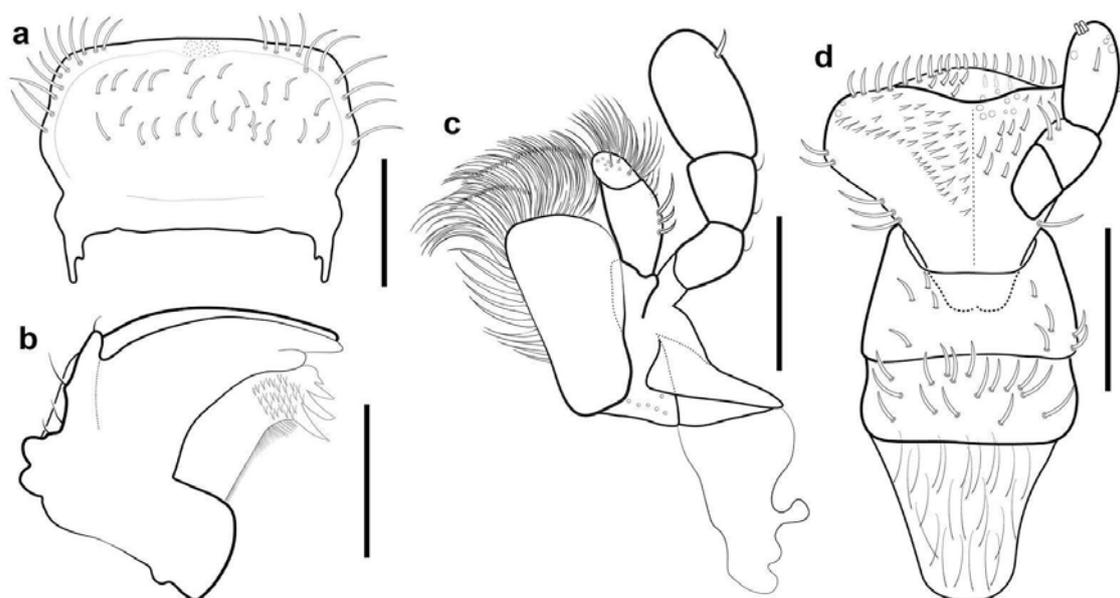
**Figura 2** Collection sites in the Anauá River. **a** river channel; **b** rocky shore along the river; **c** small distributary branch of the river; **d** light sheet trap installed in the river bank.



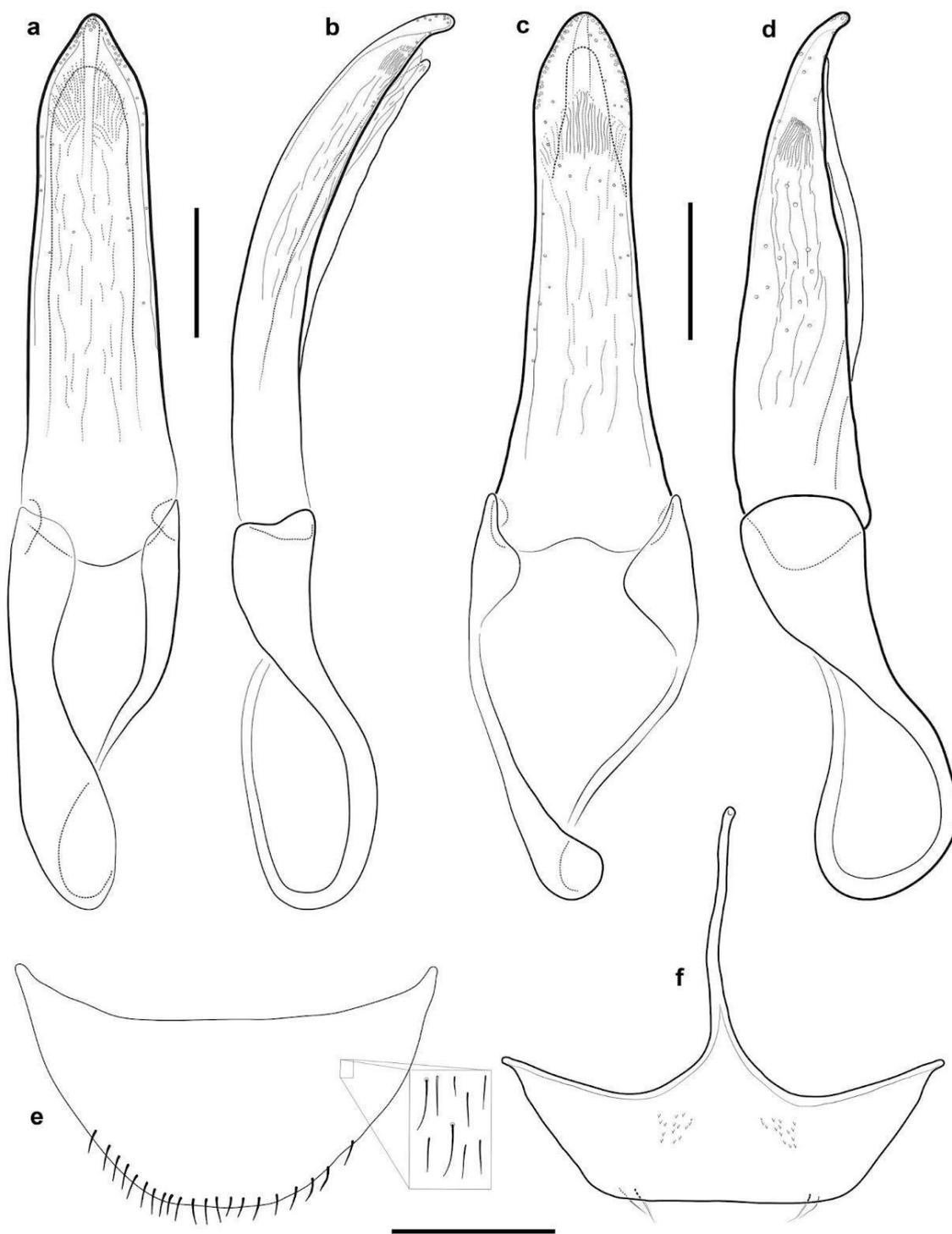
**Figura 3** *Epodelmis rosa* (Elmidae). Male. *Habitus*. **a** dorsal view; **b** ventral view; **c** lateral view. Scale bar = 0.5 mm.



**Figura 4** *Epodelmis anaua* sp. nov. (Elmidae). Holotype. Male. *Habitus*. **a** dorsal view; **b** ventral view; **c** lateral view. Scale bar = 0.5 mm.



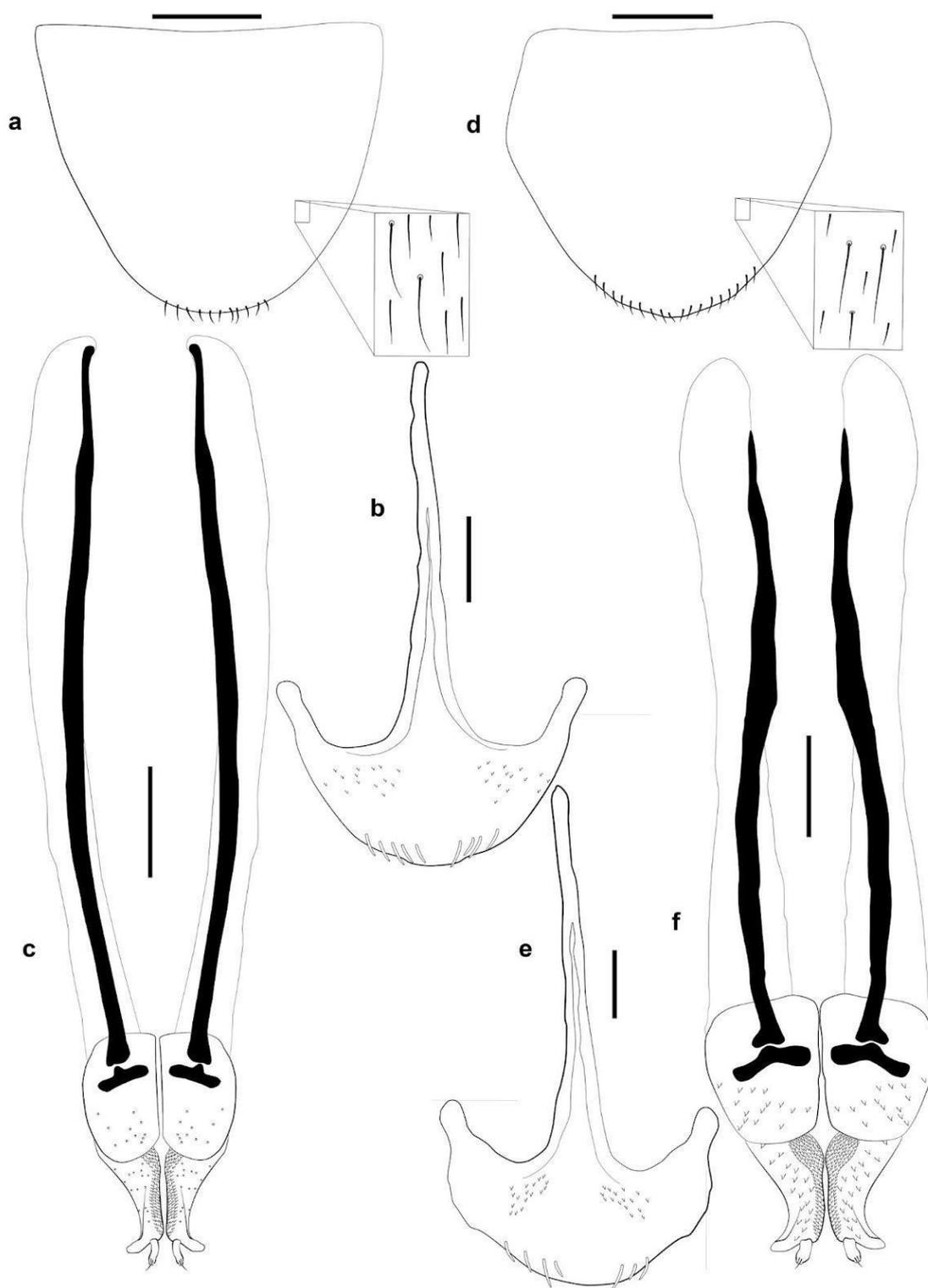
**Figura 5** *Epodelmis anaua*. **sp. nov.** (Elmidae). Mouthparts, dorsal view. **a** Labrum; **b** Right mandibula; **c** Right maxilla; **d** Labium. Scale bars = 0.1 mm.



**Figura 6** Male terminalia. *Epodelmis rosa*. Aedeagus. **a** dorsal view; **b** lateral view. *Epodelmis anaua*. **sp. nov.**

Holotype. Aedeagus. **c** dorsal view; **d** lateral view. Tergite VIII. **e**. dorsal view. Sternite VIII. **f**. ventral view.

Scale bars = 0.1 mm.



**Figura 7** Female terminalia. *Epodelmis rosa* (Elmidae). Tergite VIII. **a** dorsal view. Sternite VIII. **b** ventral view. Ovipositor. **c** dorsal view. *Epodelmis anaua*. **sp. nov.** Tergite VIII. **d** dorsal view. Sternite VIII. **e** ventral view. Ovipositor. **f** dorsal view. Scale bars = 0.1 mm.

## 2.4. ARTIGOS DERIVADOS DA TESE PUBLICADOS COM PESQUISADORES PARCEIROS

### 2.4.1. PERIÓDICO INTERNACIONAL *ZOOTAXA* (AUCKLAND PRINT), ISSN: 1175-5334 (QUALIS A4)

 Zootaxa 4810 (3): 452–467  
<https://www.mapress.com/j/zt/>  
 Copyright © 2020 Magnolia Press

## Article

ISSN 1175-5326 (print edition)  
**ZOOTAXA**  
 ISSN 1175-5334 (online edition)

<https://doi.org/10.11646/zootaxa.4810.3.3>  
<http://zoobank.org/urn:lsid:zoobank.org:pub:8975DC25-9F2B-43FE-8F95-8B261CAAE004>

### The Neotropical genus *Portelmis* Sanderson, 1953 (Coleoptera: Elmidae): three new species, new records and updated key

THIAGO T. S. POLIZEI<sup>1,3</sup> & ANDRÉ S. FERNANDES<sup>2,4</sup>

<sup>1</sup>Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZSP). Laboratório de Coleoptera (LaC). Av. Nazaré 481, CEP: 04263-000, São Paulo, São Paulo State, Brazil.

<https://orcid.org/0000-0003-3746-8865>

<sup>2</sup>Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus de Porto Nacional, Laboratório de Entomologia - Rua 03, Quadra 17, Lote 11, Jardim do Ipês, Caixa Postal 136, CEP: 77500-000, Porto Nacional, Tocantins, Brazil.

<https://orcid.org/0000-0002-5635-0291>

<sup>3</sup>Corresponding author, e-mail [thiagopolizei@hotmail.com](mailto:thiagopolizei@hotmail.com)

<sup>4</sup>Corresponding author, e-mail [andresf@uft.edu.br](mailto:andresf@uft.edu.br)

#### Abstract

Elmidae is one of the most diverse families of aquatic beetles, with more than 1500 species in 151 genera. The Neotropical genus *Portelmis* formerly comprised five species known from Central and northern South America, divided into two species groups. Three new Brazilian species from the *nevermanni* group are described and illustrated here: *Portelmis vanini* sp. nov., *Portelmis krolowi* sp. nov. and *Portelmis fusariae* sp. nov. New species records for the North, Central-West and Southeast of Brazil are presented. We also provide first SEM images and an updated key for *Portelmis* species.

**Keywords:** aquatic insects, riffle beetles, South America, taxonomy

#### Introduction

Riffle beetles (Elmidae) constitute one of the most diverse families of aquatic beetles in the world, with around 1503 species in 151 genera (Jäch *et al.* 2016, Short 2018). The family has a cosmopolitan distribution but has its greatest richness and abundance in the Neotropical region (Jäch & Balke 2008). The genus *Portelmis* was erected by Sanderson (1953) based on *Stenelmis nevermanni* Hinton, 1936, with five species currently known from six Neotropical countries (Costa Rica, French Guiana, Brazil, Colombia, Ecuador and Peru). In Brazil, it was previously recorded only in the Amazonas State (Jäch *et al.* 2016).

The principal distinguishing characteristics of *Portelmis* are the transverse ridge behind the posterior margin of eyes, pronotum longer than wide, elytra with distinct striae and punctures, without sublateral carinae and with a deep, lateral, marginal excavation near the elytral apex, accompanied by the prolonged lateral margin of the ventrite V, which fits into this excavation.

According to Fernandes *et al.* (2010), the genus can be divided in two species-groups. The *nevermanni* species group comprises *Portelmis nevermanni* (Hinton, 1936) and *Portelmis kinonatilis* Fernandes, Passos & Hamada, 2010 and can be distinguished by the pronotal surface without protuberances and covered with coarse granules, disc of metaventrite with the median longitudinal impression limited to posterior 1/2, and disc of ventrite I covered with coarse granules, without punctures. The *gurneyi* species group comprises *Portelmis gurneyi* Spangler, 1980; *Portelmis paulicruzi* Fernandes, Passos & Hamada, 2010 and *Portelmis guianensis* Przewozny & Fernandes, 2012 and can be distinguished by the pronotal surface with protuberances and without granules, disc of metaventrite with the median longitudinal impression exceeding anterior 1/2, and disc of ventrite I covered with coarse punctures, without granules.

In this paper we describe three new species of *Portelmis* from Brazil: *Portelmis vanini* sp. nov., *Portelmis krolowi* sp. nov. and *Portelmis fusariae* sp. nov. All belonging to the *nevermanni* species group. We also present the

first records of *Portelmis* for the Brazilian States of Roraima, Pará, Tocantins, Mato Grosso and Minas Gerais, an updated key for the known species and a revision of the characteristics defining species group.

## Material and Methods

Species level identification of the dry specimens was made using the species descriptions of Hinton (1936), Sanderson (1956), Spangler (1980) and taxonomic keys and descriptions of Fernandes *et al.* (2010) and Przewozny & Fernandes (2012). For the study of male genitalia, the aedeagi were detached from the specimens and cleared in heated 10% KOH for five minutes (Brown 1972). The genitalia were observed, photographed and stored in microvials containing glycerine and attached to the same pin as the specimen. A Leica MS5 stereoscopic microscope was used for morphological studies and a Canon EOS550D attached to a Leica N205A stereoscopic microscope was used for photographing the specimens.

Specimens used in scanning electron microscope was prepared through an ascending ethanol series, remaining 30 min in each dilution (70%, 90%, and 100%), then it was used critical-point drying. The preparations were placed on SEM specimen stubs with double-sided tape and metallized in gold. Images from scanning electron microscope were taken with a Carl Zeiss LEO 440 scanning electron microscope in the Laboratório de Microscopia de Varredura at the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. Photographs were edited using Adobe Photoshop CC and Adobe Illustrator CC.

The general morphological terminology follows Kodada *et al.* (2016). The specimen's labels were quoted verbatim. Change of lines is indicated by "/" and the labels are separated by "]."

The holotypes and paratypes of the three new species and all the material studied are deposited in the collections below (curator parenthesized):

CEMT—Setor de Entomologia da Coleção Zoológica da Universidade Federal de Mato Grosso, Departamento de Biologia e Zoologia—Cuiabá, Mato Grosso, Brazil. (Fernando Vaz-de-Mello);

CEUFT—Coleção de Entomologia da Universidade Federal do Tocantins, Laboratório de Entomologia—Porto Nacional, Tocantins, Brazil. (Tiago Kutter Krolow);

DZUP—Museu de Entomologia Pe. Jesus Santiago Moure, Universidade Federal do Paraná - Curitiba, Paraná, Brazil. (Lucia Massuti Almeida);

MZSP—Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo - São Paulo, São Paulo, Brazil. (Sônia Casari).

## Results and Discussion

### New species

#### *Portelmis vanini* sp. nov.

(Figs 1–16, 21, 22)

urn:lsid:zoobank.org:act:69160D95-D648-4BB2-B885-75B31EF9B438

**Type locality.** Jacareacanga, Pará State, BRAZIL.

**Male holotype:** ♂ | Jacareacanga / Pará Brasil / XII.1968 / M. Alvarenga | Coleção / M. Alvarenga | DZUP / 469574 | Holotype | (DZUP).

**Paratypes:** 14 specimens with the same data as the holotype. 9 in DZUP (DZUP 469565-459573); 5 in MZSP (MZSP 31143-31147).

**Diagnosis.** Pronotum with short sublateral carinae on basal 1/6; pronotal surface densely granulate. Prosternal process gradually and feebly narrowed to apex with lateral margin nearly straight and apex rounded. Disc of metaventrite with discrimen visible in basal 1/2. Disc of ventrite I densely granulate, without punctures. Male genitalia, in ventral view, with parameres elongated, apically acute with spongy structures; median lobe 1.4 times longer than parameres, abruptly narrowed in the apical 1/4, with apex obtuse.

**Description.** Holotype: male, habitus (Figs 1, 2). Length 2.3 mm, greatest width 1,05 mm. Body (Figs 1, 2, 7, 12, 14) elongate, subovate; surface of head, pronotum and ventral surface of body covered with granules separated

by until four times their diameter (metaventricle with coarser granules) each granule with fine, short, recumbent and pale setae. Body covered by tomentum, except by the mouthparts, antennae, scutellum, tarsi and claws. *Colour* (Figs 1, 2): Cuticle brownish and opaque, except mouthparts, antennae, scutellum, trochanters and tarsi which are shiny.

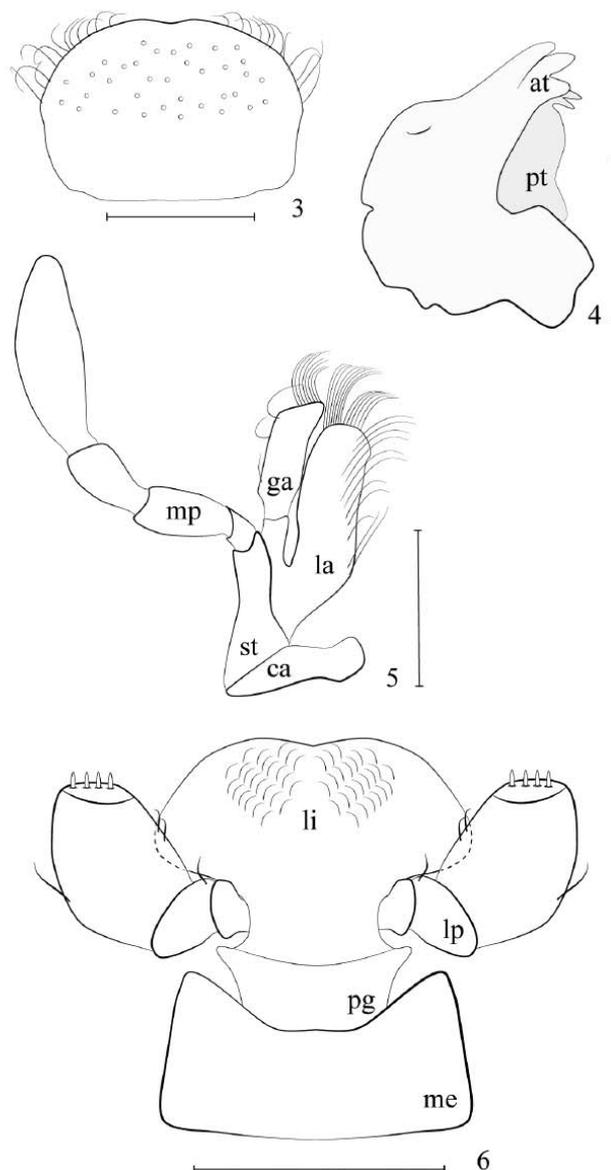
*Head* (Figs 15, 16): without distinct impressions, covered by tomentum, with punctures, each one with a golden thin long seta (Fig. 16): frontal margin truncate. Eyes moderately protuberant; laterally rounded; separated by twice the width of the eye in dorsal view. Antenna with 11 antennomeres; long and slender; first antennomere slightly swollen, with golden thin long setae. Frontoclypeal suture present between bases of antennae. Clypeus (Fig. 15) slightly wider and longer than labrum; anterior margin straight; lateral angles slightly rounded. Labrum (Figs 3, 15) subrectangular; covered with few long setae; anterior margin slightly sinuous; anterolateral angles rounded, with few long, pale setae. Mandible (Fig. 4) with three apical teeth; prosthema feebly sclerotized, longer than wide, with two apical lobes; lateral margin with dense, thin, short setae. Maxilla (Fig. 5) with cardo elongate; stipes wider at base than at apex, undivided; palpi with four palpomeres; apical palpomere flattened, without spines or sensorial pores; galea palpiform with two sections, with a dense row of setae on apex and three setae on lateral margin; lacinia undivided and subrectangular, approximately three times as long as wide, with thin and long setae on apical and inner sides. Labium (Fig. 6) with mentum flat, wide, with lateral margins straight, anterolateral angles rounded; palpi covering anteriorly; palpi with three palpomeres, palpomeres I-II transverse, III with the length bigger than I and II combined, palpomere II with seta on latero-internal, palpomere III with three setae on lateral margin, one latero-external and two lateral-internal, truncate apically, with four short and dense spines; ligula as wide as long, anterior margin arcuate, anterior angles rounded and produced postero-laterally, disc with short and dense spines. Gena with tomentum.



**FIGURES 1–2.** *Portelmis vanini* sp. nov. Male. Habitus. Holotype. (1) Dorsal view. (2) Ventral view. Scale bar = 0.5mm.

*Thorax* (Figs 1, 2, 7–9, 12–14). Pronotum (Fig. 1) longer (0.69 mm) than wide (0.65 mm), wider at base than at apex, with short inconspicuous sublateral carina present on basal 1/6; impressions on disc (one longitudinal, median, moderately deep, oval, on anterior 1/4; one oblique on each side, on basal 1/3); anterolateral angles slightly produced, subacute; anterior margin broadly convex, sinuate; lateral margin sinuous, strongly crenate; posterior angles slightly produced, acute; posterior margin smooth with two prescutellar foveae (Fig. 13).

Elytra (Figs 1, 12, 14) subovate; longer (1.63 mm) than wide (1.04 mm at apical 1/6); slightly sinuate at middle; without sublateral carinae; lateral margins slightly crenate; intervals nearly flat; humeral angles broadly rounded; disc strongly punctuated with punctures separated by up to twice their diameters, half as wide as intervals. Epipleura covered by tomentum (Figs 7, 9, 10). Scutellum (Figs 1, 12) flat; subovate; longer than wide; widest at base; angles rounded. Prosternum (Figs 2, 7, 8) long, with anterior margin slightly convex; without impression or carinae. Prosternal process short, nearly as long as wide at base, subparallel; not extending beyond anterior coxae; apex rounded. Mesoventrite (Fig. 2) wider than long between mesocoxae, shorter than prosternum; posterior margin between mesocoxae concave, wider than anterior margin between procoxae. Metaventrite (Figs 2, 7, 9) strongly punctuated, with discrimen visible in basal 1/2 (Fig. 9); disc depressed on basal 1/2; anterior margin between mesocoxae convex; posterior margin between metacoxae emarginate; posterior portion in front of metacoxae with transverse arched impression.



**FIGURES 3–6.** *Portelmis vanini* sp. nov. Male. Paratype. Mouth parts in dorsal view. (3) Labrum. (4) Left mandible: at = apical tooth, pt = prostheca. (5) Left maxilla: ca = cardo, st = stipes, mp = maxillary palp, ga = galea, la = lacinia. (6) Labium: me = mentum, pg = palpiger, lp = labial palp, li = ligula. Scale bars = 0.1 mm.

Legs (Figs 1, 2, 7–14) long; pro- and mesocoxae globular; tibiae thin, six times as long as wide, mesotibiae with one fringe of tomentum on distal 1/2; tarsi elongate, with dense setae on ventral surface of each tarsomere (Fig. 11); tarsomere I with apical spine-like setae on inner margin, apical tarsomere subequal in length with tarsomeres 1-4 combined. Tarsal claws without basal teeth.

*Abdomen* (Figs 2, 7, 10, 14) nearly as long (0.85 mm) as wide (maximum width, ventrite I, 0.9 mm); ventrite I with anterior margin between metacoxae convex, without carinae or impression, strongly granulate; ventrite V with postero-lateral angles strongly projected and apex truncate (Figs 7, 10); posterior margins of ventrites II - IV with dense, short, hair-like setae.



**FIGURES 7–16.** *Portelmis vanini* sp. nov. under scanning electron microscope. Male. Paratype. 7–11 ventral view; 12–13, 15. dorsal view; 14 lateral view. (7) Habitus. (8) Prothorax. (9) Metaventrite. (10) Abdomen. (11) Protarsi. (12) Habitus. (13) Pronotum. (14) Habitus. (15) Head. (16) Head covered by plastron. Scale bars: (11, 16) = 0.01mm. (15) = 0.03mm. (7–10; 12–14) = 0.1mm.

*Male Genitalia* (Figs 21, 22). Phalobasis (Figs 21, 22) long, 4/6 the total length of male genitalia; in ventral view (Fig. 21) sides bent outward in basal 1/2, nearly straight in apical 1/2; in lateral view (Fig. 22) slightly flattened dorsoventrally, feebly bent backwards. Parameres (Figs 21, 22) elongate, 3/4 the length of median lobe; in dorsal view (Fig. 21) narrowed in apical half, apex acute, slightly bent inward, with indistinct spongy structure; in lateral view (Fig. 22) with sides nearly straight, gradually narrowed to acute apex. Median lobe (Figs 21, 22) elongate, about 2/3 the length basal lobe; in ventral view (Fig. 21) subequally wide as paramere, narrowed in apical 1/3, with apex obtuse; in lateral view (Fig. 22) about 1/2 as wide as paramere, apically slightly bent ventrally, corona present in about middle, apex obtuse.

*Plastron* covering densely the body except mouthparts, antennae, scutellum, trochanters and tarsi.

**Female** externally similar to male.

**Intraspecific variation.** The specimens examined did not have significant morphological variation.

**Etymology.** The specific epithet *vanini* is a tribute to Professor Dr. Sérgio Vanin—University of São Paulo, in honour of his many contributions to the study of the Neotropical beetles.

**Comparative notes.** *Portelmis vanini* **sp. nov.** belongs to the *nevermani* species group, within which it is closely related to *Portelmis kinonatilis* Fernandes, Passos & Hamada, 2010 and *Portelmis krolowi* **sp. nov.** due to the presence of short sublateral carina on pronotum and absence of light-coloured stripes on elytra. *P. vanini* **sp. nov.** can be distinguished from *P. kinonatilis* by its sublateral carinae extending only in basal 1/5 of pronotum and by conspicuous spine-like setae on tarsomere I. *P. vanini* **sp. nov.** seems to be very close to *P. krolowi* **sp. nov.**, from which it can be distinguished by the disc of ventrite I densely granulate, without punctures and by the size and proportions of the male genitalia.

**Habitat.** Unknown

*Portelmis krolowi* **sp. nov.**

(Figs 17–20, 23, 24)

urn:lsid:zoobank.org:act:94317723-B8B0-4538-9C1A-BF1349444C5E

**Type locality.** Pium, Tocantins State, BRAZIL.

**Male holotype:** ♂ | Brasil, Tocantins, Pium / Centro de Pesquisas Canguçu / 29-30.I.2019 / Pennsylvania light trap / Fernandes, A. S. & Krolow, T. K. *legs.* | MZSP / 33000 | Holotype | (MZSP).

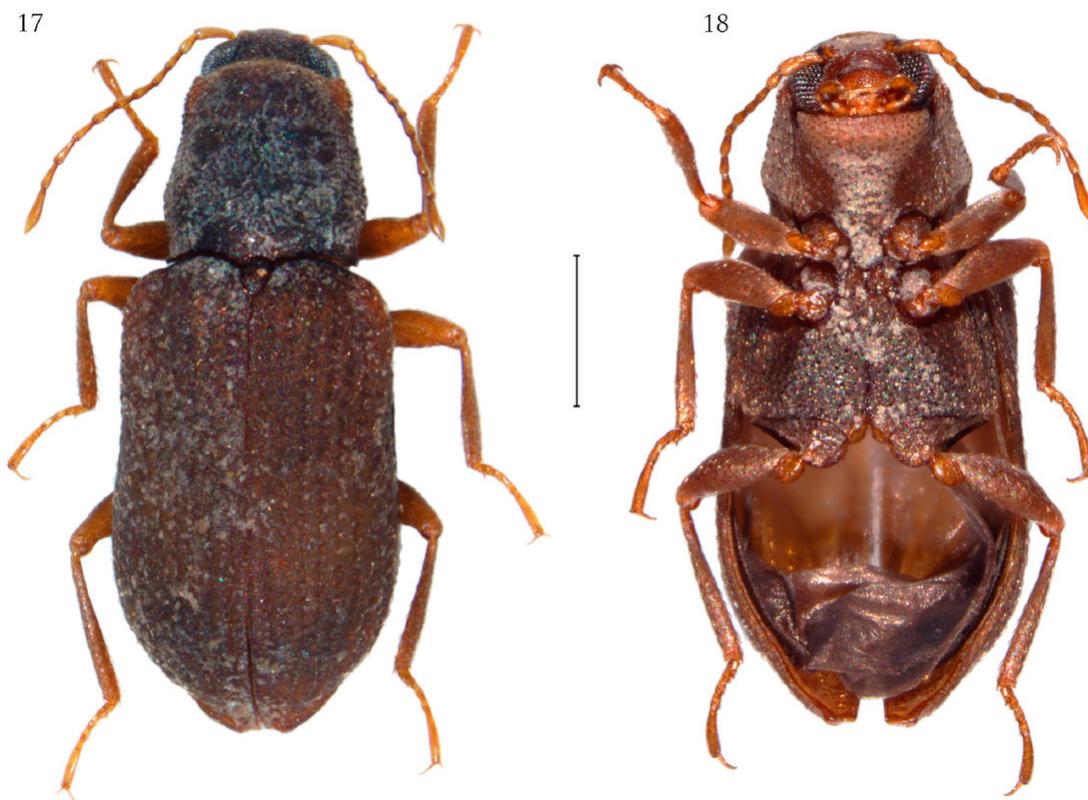
**Diagnosis.** Pronotum with short sublateral carinae on basal 1/5; pronotal surface densely granulate. Prosternal process gradually and feebly narrowed to apex with lateral margin nearly straight and apex rounded. Disc of meta-ventrite with discrimen visible in basal 1/2. Disc of ventrite I finely granulate with coarse and shallow punctures. Male genitalia, in ventral view, with parameres slightly elongate, apex acute with spongy structures and median lobe 1.3 times longer than parameres and abruptly narrowed in the apical 1/4, with apex obtuse.

**Description.** Holotype: male, habitus (Figs 17, 18). Length 2.3 mm, greatest width 0.95 mm. Body (Figs 17, 18) elongate, subovate; surface of head, pronotum and ventral surface of body with granules separated by until four times their diameter, each granule with fine, very short, recumbent and pale setae. Body covered by tomentum, except by the antenna, scutellum, tarsi and claws. *Colour* (Figs 17, 18): Cuticle reddish-brown and opaque, except mouthparts, antenna, scutellum, trochanters and tarsi which are shiny.

*Head* (Figs 17–19): without distinct impressions, covered by tomentum, with punctures, each one with a golden thin long seta (Figs 17–19): frontal margin truncate. Eyes moderately protuberant; laterally rounded; separated by a distance one time wider than eye. Antenna with 11 antennomeres; long and slender; first antennomere slightly swollen, with golden thin long setae. Frontoclypeal suture present between base of antennae. Clypeus slightly wider and longer than labrum; anterior margin straight; lateral angles slightly rounded. Labrum subrectangular; covered with few long setae; anterior margin slightly sinuous; anterolateral angles rounded, with few long and pale setae. Mandible moderately pronounced; with three apical teeth; palpi with four palpomeres; apical palpomere flattened. Labium with mentum flat, wide, with lateral margins straight, anterolateral angles rounded; palpi with three palpomeres. Gena with tomentum.

*Thorax* (Figs 17–19): Pronotum (Figs 17, 19) longer (0.71 mm) than wide (0.63 mm); wider at base than at apex, with a short inconspicuous sublateral carina present on basal 1/5; impressions on disc (one longitudinal, median, deep, oval, on apical 3/4; one oblique on each side, on basal 1/3); anterolateral angles slightly produced, subacute; anterior margin broadly convex, sinuate behind eyes, extending over base of head; lateral margin sinuous,

strongly crenate; posterior angles slightly produced, acute; posterior margin smooth with two prescutellar foveae (Figs 17, 19).



FIGURES 17–18. *Portelmis krolowi* sp. nov. Male. Habitus. Holotype. (17) Dorsal view. (18) Ventral view. Scale bar = 0.5mm.

Elytra (Figs 17, 19) subovate; longer (1.61 mm) than wide (0.95 mm at apical 1/6); slightly sinuate at middle; without sublateral carinae; lateral margins slightly crenate; intervals nearly flat; humeral angle broadly rounded; disc strongly punctuated with punctures separated by up to twice their diameters, half as wide as intervals. Epipleura covered by tomentum (Fig. 18). Scutellum (Figs 17, 19) flat; subovate; longer than wide; widest at base; angles rounded. Prosternum (Fig. 17) long, with anterior margin slightly convex; without impression or carinae. Prosternal process short, nearly as long as wide at base, subparallel; extending just slightly beyond anterior coxae; apex rounded. Mesoventrite (Fig. 18) wider than long between mesocoxae, shorter than prosternum; posterior margin between mesocoxae concave, wider than anterior margin between procoxae. Metaventrite (Fig. 18) strongly punctuated, with discrimen visible in basal 1/2; disc depressed on basal 1/2; anterior margin between mesocoxae convex; posterior margin between metacoxae marginate; posterior portion in front of metacoxae with transverse arched impression.

Legs (Figs 17, 18, 20B) long, pro- and mesocoxae globular; tibiae thin, eight times as long as wide, tibiae with one fringe of tomentum on distal 1/3; tarsi elongate, with very long thin white setae, especially on apex; tarsomere I with apical spine-like setae on inner margin (Fig. 20B); apical tarsomere subequal in length with tarsomeres 1-4 combined. Tarsal claws without basal teeth.

*Abdomen* (Fig. 20A): nearly as long (0.85 mm) as wide (greatest width, ventrite I, 0.9 mm); ventrite I with anterior margin between metacoxae convex; without carinae or impression, strongly granulate; ventrite V with postero-lateral angles strongly projected and apex truncate, with long hair-like setae.

*Male Genitalia* (Figs 23, 24). Phalobasis (Figs 23, 24) long, 4/6 the total length of male genitalia; in ventral view (Fig. 23) with nearly straight and parallel sides; in lateral view (Fig. 24) flattened dorsoventrally, bent backward. Parameres (Figs 23, 24) slightly elongate, 3/4 the length of median lobe; in ventral view (Fig. 23) narrowed

in apical half, apex acute, slightly bent inward, with indistinct spongy structures; in lateral view (Fig. 24) with sides straight, gradually narrowed to acute apex. Median lobe (Figs 23, 24) slightly elongate, about  $\frac{3}{5}$  the length basal lobe; in ventral view (Fig. 23) subequally wide as paramere, narrowed in apical  $\frac{1}{3}$ , with apex obtuse; lobe in lateral view (Fig. 24) about  $\frac{1}{2}$  as wide as paramere, apically slightly bent ventrally, corona present in about middle, apex obtuse.



FIGURE 19. *Portelmis krolowi* sp. nov. Male. Holotype. Pronotum under lateral light. Scale bar = 0.2mm

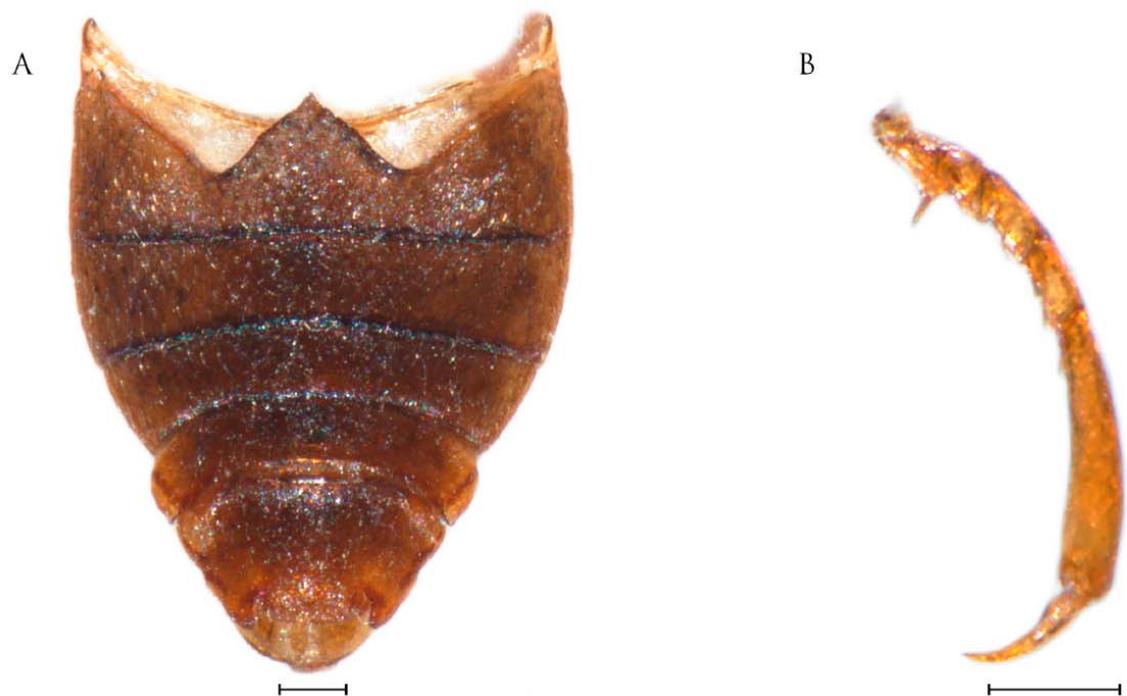


FIGURE 20. *Portelmis krolowi* sp. nov. Male. Holotype. (A) Abdominal ventrites I-V. (B) Tarsomeres I-V. Scale bars = 0.1mm.

*Plastron* covering densely the body except mouthparts, antennae, scutellum, trochanters and tarsi.

**Female.** Unknown.

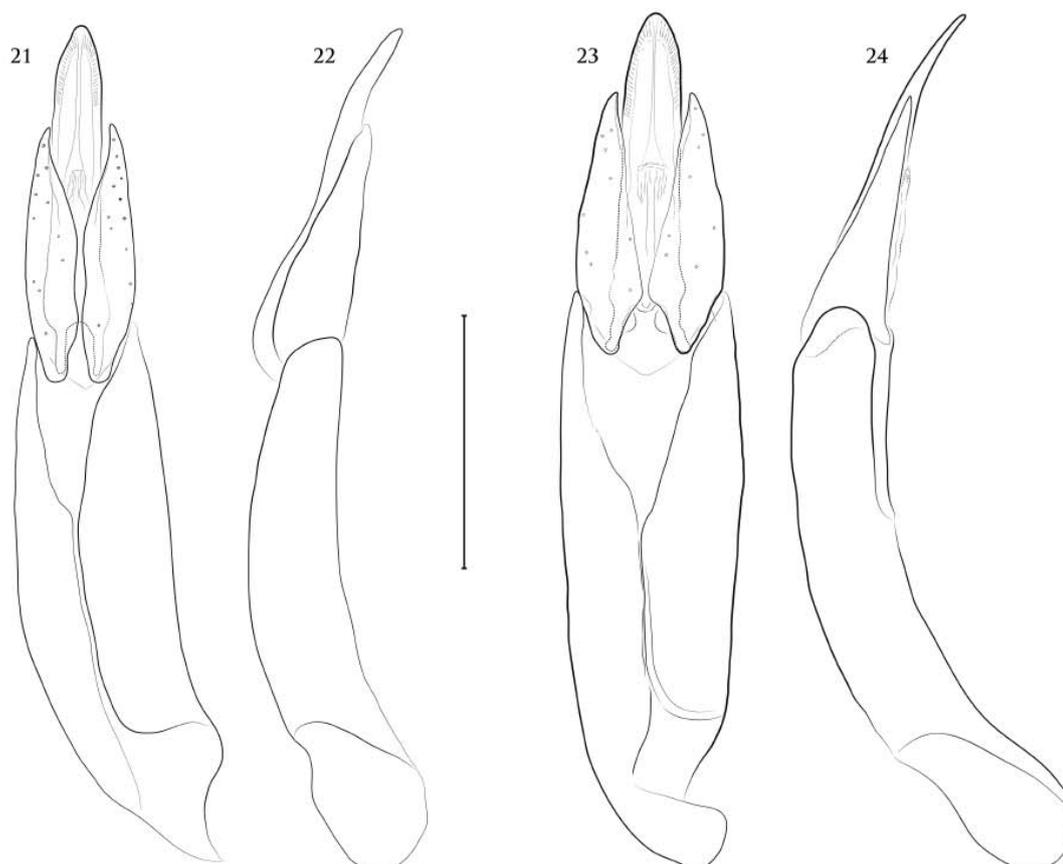
**Intraspecific variation.** Unknown

**Etymology.** The specific epithet *krolowi* is a tribute to Dr. Tiago Kutter Krolow—Federal University of Tocantins, in honour for his many contributions on the study of the poorly known entomofauna of Tocantins State, Brazil.

**Comparative notes.** *Portelmis krolowi* sp. nov. belongs to the *nevermani* species group within which it is closely related to *Portelmis kinonatilis* Fernandes, Passos & Hamada, 2010; *Portelmis vanini* sp. nov. and *Portelmis fusariae* sp. nov. due to the presence of short sublateral carina on pronotum. *P. vanini* sp. nov. can be distinguished from *P. fusariae* sp. nov. by absence of light-coloured stripes on elytra. Can be distinguished from *P. kinonatilis* by its sublateral carinae extending only in basal 1/5 of pronotum and by conspicuous spine-like setae on first tarsomeres. *P. krolowi* sp. nov. can be distinguished from *P. vanini* sp. nov. by the disc of ventrite I finely granulate with shallow and coarse punctures and by the size and proportions of the male genitalia.

**Habitat.** The single specimen was collected using a Pennsylvania light trap (one night long) along the margin of the Javaés River, just in front Bananal Island (the largest fluvial Island in the world). Previously to the trap mounting, André S. Fernandes collected several elmid specimens (but no *Portelmis*) associated to submerged rocks and sponges on the river bank, then, the light trap was placed above the same site.

Due to the fact no *Portelmis* specimens were found during aquatic collection, it is not possible to establish habitat preferences for the new described species. However, Fernandes *et al.* (2010) also found *Portelmis* specimens along sample sites in large rivers, and even associated its occurrence to the kinon, a very uncommon, and poorly exploited habitat, for elmids.



**FIGURES 21–24.** Male genitalia. *Portelmis vanini* sp. nov. (21) Ventral view. (22) Lateral view. *Portelmis krolowi* sp. nov. (23) Ventral view. (24) Lateral view. Scale bar = 0,25mm

*Portelmis fusariae* sp. nov.

(Figs 25, 26)

urn:lsid:zoobank.org:act:732A30F5-AA3E-4A16-86F1-F70E3C9AA469

**Type locality.** Chapada dos Guimarães, Mato Grosso State, BRAZIL.**Female holotype:** ♀ | Chapada dos Guimarães - MT / 25.V.2001 / Arm. luminosa / Ramos, A.F. Col. | Holotype | (CEMT).**Diagnosis.** Antenna with a tuft of setae on apex of each antennomere. Pronotum with a short sublateral carina present on basal 1/6; pronotal surface densely granulate. Elytra with four light brown coloured stripes on intervals I, III, V and VII of each elytron. Prosternal process strongly narrowed to apex. Prosternum lateral margins densely covered by setae. Disc of metaventricle with discrimen visible in basal 3/5. Disc of abdominal ventrite I granulate.**Description.** Holotype: female, habitus Figs 25, 26. Length 2.8 mm, greatest width 1,25 mm. Body (Figs 25, 26) elongate, subovate; surface of head, pronotum and ventral surface of body with granules separated by until twice their diameter. Body covered by tomentum, except by mouthparts, antennae, scutellum, pro and mesocoxae, trochanters and tarsi. *Colour* (Figs 25, 26): Cuticle brownish and opaque with light brown coloured stripes on elytra; mouthparts, antennae, scutellum, pro and mesocoxae, trochanters and tarsi which are shiny.**Head** (Figs 25, 26): without distinct impressions, covered by tomentum, strongly punctate, each puncture with a white and very thin long seta; frontal margin truncate. Eyes moderately protuberant; laterally rounded; separated by a distance one time wider than eye. Antenna with 11 antennomeres; long and slender; each one with a tuft of setae on apex, first antennomere slightly swollen. Frontoclypeal suture present between bases of antennae. Clypeus rectangular; anterior margin straight; lateral angles rounded, densely covered by long and thin white setae. Labrum subrectangular; densely covered by thin white setae; anterior margin slightly arcuate; anterolateral angles rounded. Maxillae: palpi with four palpomeres; apical palpomere flattened, with sensorial pores on apex. Gena with tomentum.**FIGURES 25–26.** *Portelmis fusariae* sp. nov. Female. Habitus. Holotype. (25) Dorsal view. (26) Ventral view. Scale bars = 0.5mm.**Thorax** (Figs 25, 26): Pronotum longer than wide; wider at base than at apex, with short inconspicuous sublateral carina present on basal 1/6; impressions on disc (one longitudinal, median, oval, on apical 3/4; one oblique on each side, on basal 1/3); anterolateral angles slightly produced, subacute; anterior margin broadly convex, sinuate; lateral margin sinuous, slightly crenate; posterior angles slightly produced, acute; posterior margin smooth with two prescutellar foveae.

Elytra (Fig. 25) subovate; longer than wide, (greatest width, at apical 1/6); without sublateral carinae; lateral margins slightly crenate; intervals flat; humeral angle broadly rounded; disc strongly punctuated with punctures separated by one time their diameters, half as wide as intervals, each elytra with four stripes light brown colour. Epi-pleura covered by tomentum. Scutellum flat; subovate; longer than wide; wider at base; angles rounded. Prosternum (Fig. 26) long, with anterior margin slightly convex; without impression or carinae, lateral margins densely covered by setae. Prosternal process short, not extending beyond anterior coxae; strongly narrowed to apex; lateral margin nearly straight, disc deep. Mesoventrite wider than long between mesocoxae, shorter than prosternum; posterior margin between mesocoxae concave, wider than anterior margin between procoxae. Metaventrite punctuated and covered by long and thin white setae, with discrimen visible in basal 3/5; disc moderately deep on basal 1/2; anterior margin between mesocoxae convex; posterior margin between metacoxae emarginate.

Legs (Fig. 26) long, pro- and mesocoxae globular; tibiae thin, eight times as long as wide, with one fringe of tomentum on apical 1/3; tarsi elongate, with very long thin white setae, especially on apex; apical tarsomere subequal in length with tarsomeres 1-4 combined. Tarsal claws without basal teeth.

*Abdomen* (Fig. 26): nearly as long (1.1 mm) as wide (greatest width, ventrite I, 1.05 mm), ventrite I with anterior margin between metacoxae slightly convex; without carinae or impression, granulate, ventrite V with posterolateral angles strongly projected, apex covered by setae.

*Plastron* covering densely the body except mouthparts, antennae, scutellum, pro and mesocoxae, trochanters and tarsi.

**Male.** Unknown.

**Intraspecific variation.** Unknown

**Etymology.** The specific epithet *fusariae* a tribute to Dr. Livia Maria Fusari—Federal University of São Carlos, in honour of her many contributions to the study of the mosquitoes.

**Comparative notes.** *Portelmis fusariae* **sp. nov.** belongs to the *nevermani* species group within which it seems to be closely related to *Portelmis nervamanni* (Hinton, 1936) by its general body shape, lateral margins of prosternum densely covered with setae and presence of light-coloured stripes on elytral intervals I, III, V and VII. *P. fusariae* **sp. nov.** can be distinguished from *P. nervamanni* by the presence of short sublateral carinae on pronotum and nearly straight lateral margins on prosternal process. Moreover, elytral stripes on only specimen of *P. fusariae* **sp. nov.** are much more evident than those on *P. nevermani*, despite having the same pattern.

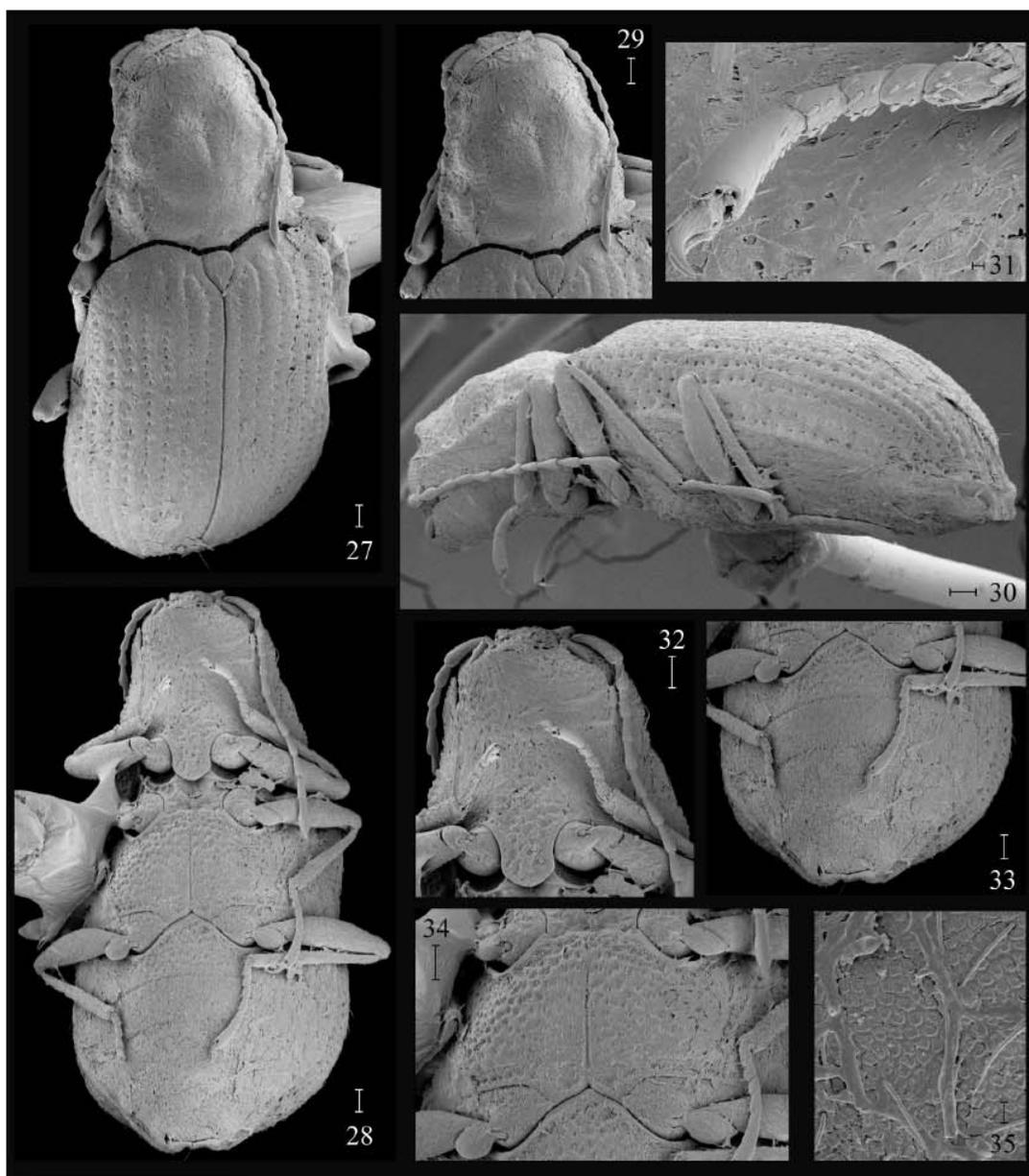
**Habitat.** Unknown.

## New records

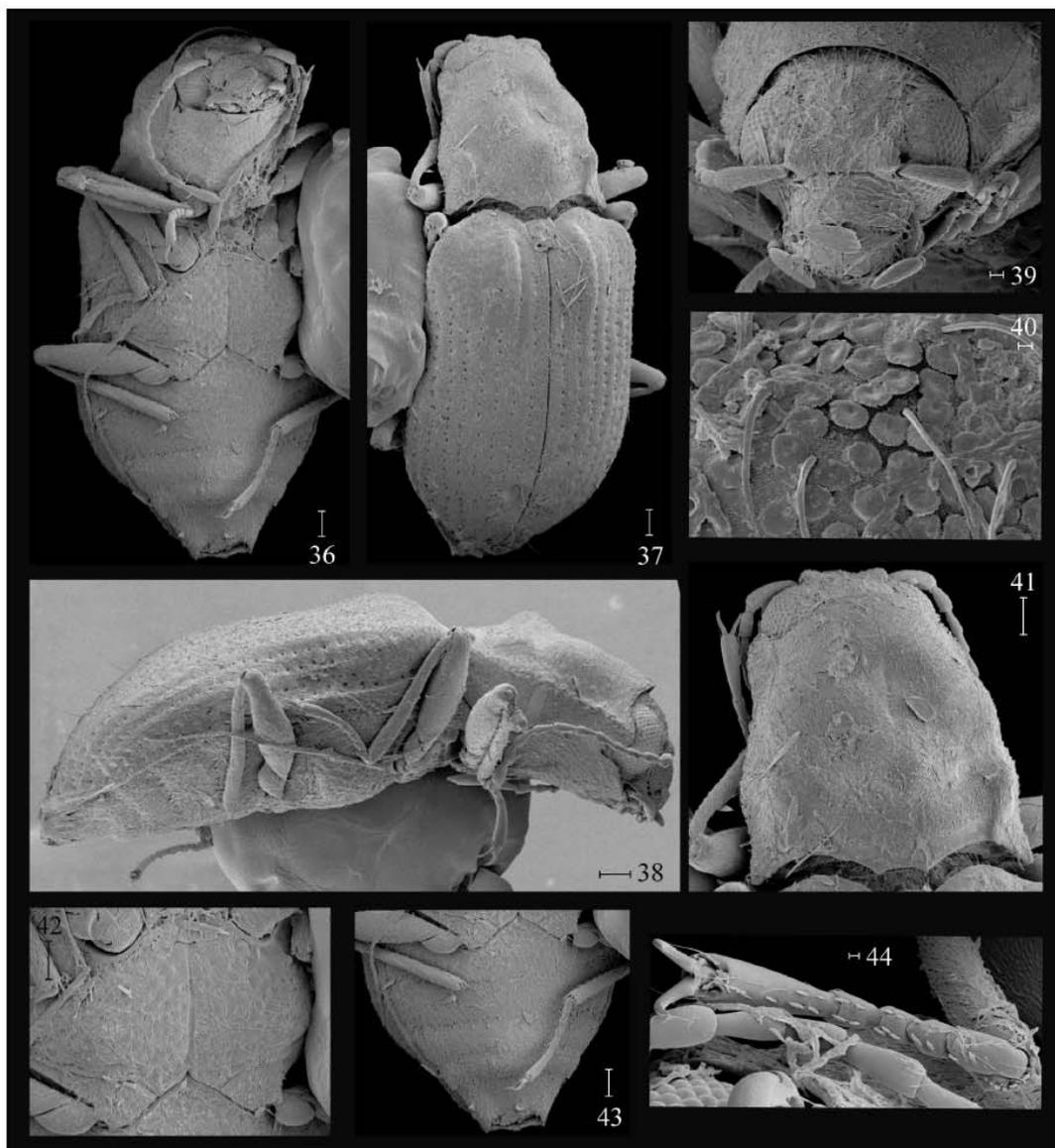
### *Portelmis gurneyi* Spangler, 1980

(Figs 27–35)

Jacareacanga / Pará Brasil / XII.1968 / M. Alvarenga | Coleção / M. Alvarenga. 12 specimens: 8 in DZUP (469544-469551); 4 in MZSP (31150-31153). Brasil. Minas Gerais. / Marliéria. Parque Estadual / do Rio Doce. 20.V.1980. / M.A.V. Dandretta *leg.* 2 specimens in MZSP (31031-31032). Brasil, Roraima / Serra da Mocidade. / 28. I. 2016 / Cavalcante *leg.* Brasil. Tocantins. Palmas / Distrito de Taquaruçu / Fazenda Buritizal / 10°17'9.548"S, 48°3'12.620"W / 27-29.iii.2018 Light Trap / A. S. Fernandes *leg.* 1 specimen: CEUFT (000263).



**FIGURES 27–35.** *Portelmis gurneyi*. under scanning electron microscope. Male. 27, 29, 35 dorsal view; 28, 31–34 ventral view; 30 lateral view. (27, 28) Habitus. (29) Pronotum (30) Habitus. (31) Protarsi. (32) Prothorax. (33) Abdomen. (34) Meta-ventrite. (35) Head covered by plastron. Scale bars: (31, 35) = 0.01mm. (27–30; 32–34) = 0.1mm.



**FIGURES 36–44.** *Portelmis paulicruzi*, under scanning electron microscope. Male. 36, 42–44 ventral view; 37, 39–41 dorsal view; 38 lateral view. (36–38) Habitus. (39) Head. (40) Head covered by plastron. (41) Pronotum. (42) Metaventricle. (43) Abdomen. (44) Protarsi. Scale bars: (40) = 0.003mm. (44) = 0.01mm. (39) = 0.03mm. (36–38; 41–43) = 0.1mm.

*Portelmis paulicruzi* **Fernandes, Passos & Hamada, 2010**

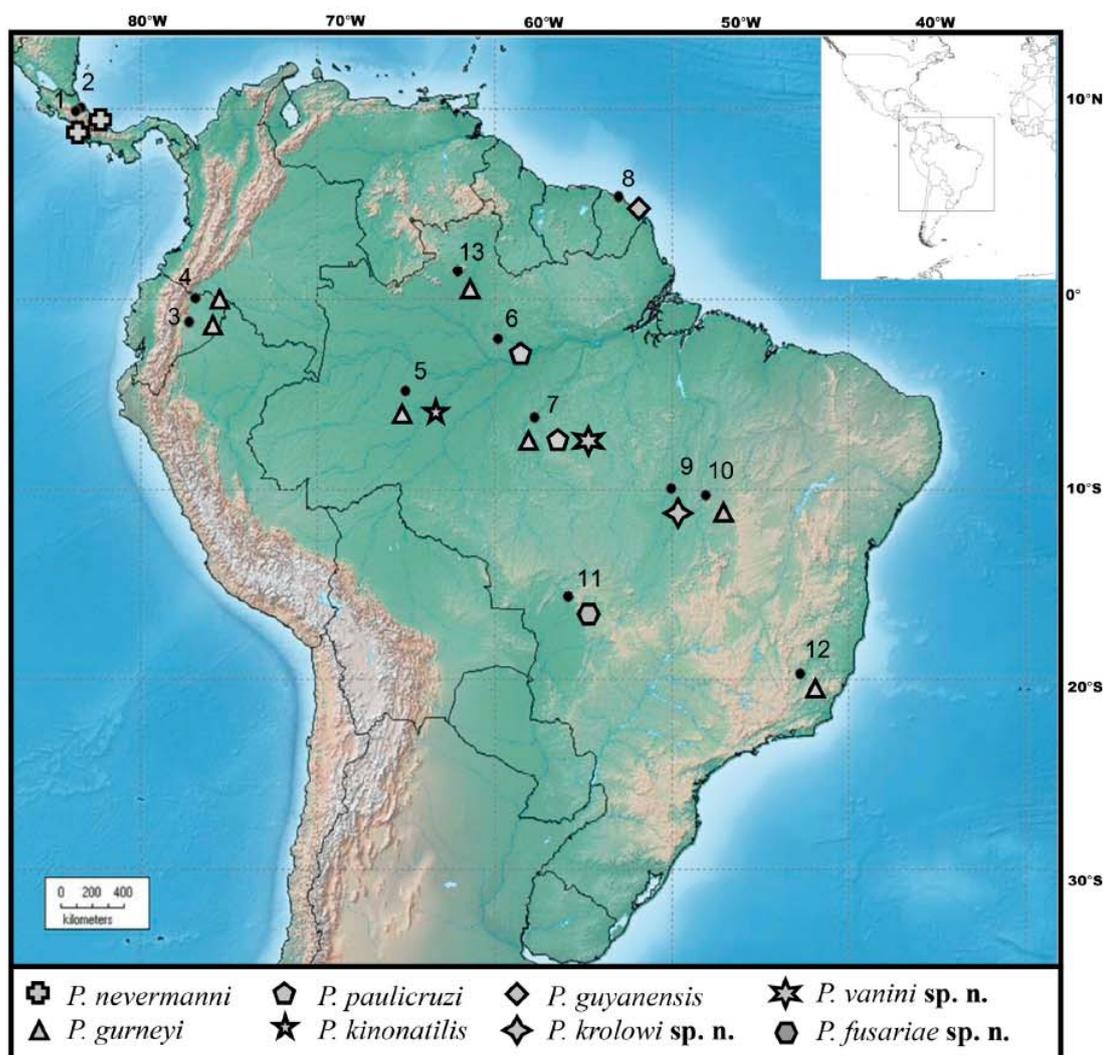
(Figs 36–44)

Jacareacanga / Pará Brasil / XII.1968 / M. Alvarenga | Coleção / M. Alvarenga. 4 specimens: 2 in DZUP (469556-469557); 2 in MZSP (31148-31149).

## Distribution

(Fig. 45)

Until now, all five known species of the Neotropical genus *Portelmis* were known from the north of South America (Brazilian Amazonas State, Ecuador, Colombia, French Guiana and Peru) and Central America (Costa Rica) (Hinton 1936; Spangler 1908; Fernandes *et al.* 2010; Przewozny & Fernandes 2012). *Portelmis* is here reported for the first time from Central-West (Mato Grosso State), Southeast (Minas Gerais State) of Brazil and from three other states of the Northern Brazil (Roraima, Pará and Tocantins States).



**FIGURE 45.** Map showing the known distribution of the *Portelmis* species. Localities: 1) Costa Rica, LaLola, Matina, 10°5'41"N, 83°23'20"W; 2) Costa Rica, Reventazon, Ebene Limon, 9°54'4"N, 83°41'4"W; 3) Ecuador, Pastaza, Tzapino, 0°5'16"N, 76°55'0"W; 4) Ecuador, Napo, Lago Agrio, 1°11'S, 77°14'W; 5) Brazil, Amazonas, Coari, 4°49'38"S, 65°1'55"W; 6) Brazil, Amazonas, Presidente Figueiredo, 2°02'52"S, 60°06'43"W. 7) Brazil, Pará, Jacareacanga, 10°45'37.562"S, 48°26'34.138"W. 8) French Guiana, St. Elie Route 5°23'3.40"N, 53°01'05"W. 9) Brazil, Tocantins, Pium, 9°58'37.736"S, 50°1'59.649"W. 10) Brazil, Tocantins, Palmas, 10°17'9.548"S, 48°3' 12.620"W. 11) Brazil, Mato Grosso, Chapada dos Guimarães, 4°49'38"S, 65°1' 55"W. 12) Brazil, Minas Gerais, Marliéria, 15°27'39"S, 55°45'0.1"W. 13) Brazil, Roraima, Serra da Mocidade, 1°8'57"N, 61°53'15"W.

## Key to the species of *Portelmis*

For illustrations of some characters of species mentioned below see Fernandes *et al.* (2010) (indicated by an asterisk) and Przewoźny & Fernandes (2012) (indicated by two asterisks).

- 1 Disc of metaventrite and ventrite I granulate; ventrite I without or sparse and shallow punctures (Figs 2, 7, 10, 20A, 26); metaventrite with discrimen restricted to the posterior 1/2 (Figs 2, 9, 18, 26) ..... *nevermanni* Group  
 1' Disc of metaventrite and ventrite I without granules; ventrite I densely punctate (Figs 33, 43); Disc of metaventrite with discrimen extending beyond posterior 1/2 (Figs 34, 42)..... *gurneyi* Group

### *nevermanni* group

- 1 Elytra with light brown stripes on intervals I, III, V and VII..... 2  
 1' Elytra uniformly coloured, without stripes..... 3  
 2 Pronotum without sublateral carinae (Fig. 4\*). Prosternal process with capitate apex ..... *P. nevermanni* (Hinton, 1936)  
 2' Pronotum with poorly developed sublateral carinae (Fig. 25). Prosternal process with nearly straight lateral margins until apex..... *P. fusariae* sp. nov.  
 3 Sublateral pronotal carinae in basal 1/4. Tarsomeres without conspicuous spine-like setae .....  
 ..... *P. kinonatis* Fernandes, Passos & Hamada, 2010  
 3' Sublateral pronotal carinae in basal 1/5. Tarsomere I on anterior, middle and posterior leg with conspicuous spine-like setae (Fig. 20B). ..... 4  
 4 Disc of ventrite I densely granulate, without punctures (Fig. 10) ..... *P. vanini* sp. nov.  
 4' Disc of ventrite I finely granulate, with coarse and shallow punctures (Fig. 20A)..... *P. krolowi* sp. nov.

### *gurneyi* group

- 1 Prosternal process with lateral margins nearly straight; apex narrower than middle (Fig. 7\*). Elytra with second interval elevated on basal 1/8 (Figs 37, 38) ..... *P. paulicruzi* Fernandes, Passos & Hamada, 2010  
 1' Prosternal process with lateral margins concave; apex wider than middle (Fig. 32). Elytra with flat intervals (Figs 27, 30)..... 2  
 2 Mesoventrite feebly depressed between pro- and metaventrite. Disc of metaventrite with discrimen extending from posterior to anterior margin (Fig. 34). Phallobase ca. 0.75 times the width of the base of paramere in lateral view (Fig. 17\*).....  
 ..... *P. gurneyi* Spangler, 1980  
 2' Mesoventrite deeply depressed between pro- and metaventrite. Disc of metaventrite with discrimen extending from posterior margin to anterior 1/8 (Fig. 4\*\*). Phallobase as wide as the base of paramere in lateral view (Fig. 7\*\*) .....  
 ..... *P. guianensis* Przewoźny & Fernandes, 2012

## Acknowledgments

TTSP thanks FAPESP (The São Paulo Research Foundation, numbers 2015/17064-7 and 2016/21184-0), and the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (Capes), Ministry of Education, Brazil. ASF thanks to the Laboratório de Entomologia (UFT) personal, for making the field and lab work feasible. We are completely grateful to Lucia Massuti Almeida (DZUP) and Fernando Vaz-de-Mello (CEMT) for loans of specimens in their care.

## References

- Brown, H.P. (1972) Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of the United States. *Biota of Freshwater ecosystem, identification manual*, nº 6. U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, Ohio, 82 pp.  
<https://doi.org/10.5962/bhl.title.4106>  
 Fernandes, A.S., Passos, M.I.S. & Hamada, N. (2010) The genus *Portelmis* Sandersson, 1935 (Coleoptera: Elmidae: Elminae): first report in Brazil, description of two new Amazonian species and species key for males. *Zootaxa*, 2517 (1), 33–43.  
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.2517.1.4>

- Jäch, M.A. & Balke, M. (2008) Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595, 419–442.  
<https://doi.org/10.1007/s10750-007-9117-y>
- Jäch, M.A., Kodada, J., Brojer, M., Shepard, W. & Čiampor Jr., F. (2016) Coleoptera: Elmidae, Portelmidae. *World Catalogue of Insects*, 14, 1–318 + I–XXI.  
[https://doi.org/10.1163/9789004291775\\_002](https://doi.org/10.1163/9789004291775_002)
- Hinton, H.E. (1936) Descriptions of new genera and species of Dryopidae. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 85, 415–435.  
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1936.tb01018.x>
- Kodada, J., Jäch, M.A. & Čiampor Jr., F. (2016) 19.2. Elmidae Curtis, 1830. In: Beutel, R.G. & Leschen, R.A.B. (Eds.), *Handbook of Zoology, Volume IV (Part 38), Coleoptera, Beetles. Vol. 1. Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polyphaga partim). 2nd Edition*. Walter de Gruyter, Berlin, pp. 561–589.
- Przewoźny, M. & Fernandes, A.S. (2012) *Portelmis guianensis* sp. nov. from French Guiana (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa*, 3196 (1), 58–63.  
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.3196.1.3>
- Sanderson, M.W. (1953) New species and a new genus of New World Elmidae with supplemental keys. *The Coleopterists Bulletin*, 7, 33–40.
- Short, A.E.Z. (2018) Systematics of aquatic beetles (Coleoptera): current state and future directions. *Systematic Entomology*, 43 (1), 1–18.  
<https://doi.org/10.1111/syen.12270>
- Spangler, P.J. (1980) A new species of the genus *Portelmis* from Ecuador (Coleoptera: Elmidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 82, 63–68.

## 2.5. ARTIGOS DERIVADOS DA TESE E SUBMETIDOS PARA PUBLICAÇÃO COM PESQUISADORES PARCEIROS

### 2.5.1. PERIÓDICO *INSECT SYSTEMATICS AND EVOLUTION* (BRILL) ISSN: 1876-312X (QUALIS A3)

#### Insect Systematics & Evolution

#### Tyletelmis Hinton, 1972 (Coleoptera: Elmidae) loses its monotypic status: new species and morphological phylogeny --Manuscript Draft--

<b>Manuscript Number:</b>	ISE-1138R1	
<b>Full Title:</b>	Tyletelmis Hinton, 1972 (Coleoptera: Elmidae) loses its monotypic status: new species and morphological phylogeny	
<b>Short Title:</b>	Tyletelmis Hinton: new species and morphological phylogeny	
<b>Article Type:</b>	Article	
<b>Corresponding Author:</b>	ANDRÉ SILVA Silva Fernandes, Ph.D. Universidade Federal do Tocantins Porto Nacional, Tocantins BRAZIL	
<b>Corresponding Author's Institution:</b>	Universidade Federal do Tocantins	
<b>First Author:</b>	André S. Fernandes, Ph.D. candidate	
<b>Order of Authors:</b>	André S. Fernandes, Ph.D. candidate Thiago T. S. Polizei, Ph.D. candidate Neusa Hamada, Ph.D.	
<b>Abstract:</b>	Tyletelmis is currently only known by the Amazonian type species <i>Tyletelmis mila</i> Hinton, 1972, which represents one of the last taxa described by H. E. Hinton. This genus is one of the 13 remaining monotypic genera of Neotropical elmids and has not been taxonomically studied since its original description. We redescribe <i>Tyletelmis</i> and its type species and describe four new species from Brazil: <i>Tyletelmis assai</i> sp. nov., <i>Tyletelmis pupunha</i> sp. nov., <i>Tyletelmis tucuman</i> sp. nov. and <i>Tyletelmis buriti</i> sp. nov.. The first three occur in the Amazon biome, and the last one occurs in both the Amazon and in the Cerrado (central Brazilian savanna) biome. <i>Tyletelmis</i> is recovered as monophyletic by our morphological phylogeny and relationships between its species are discussed. A taxonomic key for identification of <i>Tyletelmis</i> species is presented and a map showing their known distribution is provided.	
<b>Keywords:</b>	Aquatic insects; Dryopoidea; Neotropics; riffle beetles; geographical distribution; Systematics; Taxonomy; key	
<b>Funding Information:</b>	Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (2016/21184-0)	Mr. Thiago T. S. Polizei
	Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (2015/17064-7)	Mr. Thiago T. S. Polizei
	Brazilian Innovation Agency (01.18.0077.00)	Mr. André S. Fernandes
	CNPQ (440616/2015-8)	Mrs. Neusa Hamada
	CNPQ (308970/2019-5)	Mrs. Neusa Hamada

1 *Tyletelmis* Hinton, 1972 (Coleoptera: Elmidae) loses its monotypic status: new species and  
2 morphological phylogeny

3 André S. Fernandes<sup>1\*</sup>, Thiago T. S. Polizei<sup>2</sup> & Neusa Hamada<sup>3</sup>

4

5 <sup>1</sup>*Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus de Porto Nacional. Laboratório de*  
6 *Entomologia (LabEnt). Rua 03, Quadra 17, Lote 11, Jardim do Ipês, Caixa Postal 136, CEP:*  
7 *77500-000, Porto Nacional, Tocantins State, Brazil. ORCID: 0000-0002-5635-0291.*

8 <sup>3</sup>*Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZSP). Laboratório de Coleoptera*  
9 *(LaC). Av. Nazaré 481, CEP: 04263-000, São Paulo, São Paulo State, Brazil. ORCID: 0000-*  
10 *0003-3746-8865.*

11 <sup>4</sup>*Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Laboratório de Citotaxonomia e*  
12 *Insetos Aquáticos (LACIA). Av. André Araújo 2936, CEP: 69067-375, Manaus, Amazonas*  
13 *State, Brazil. ORCID: 0000-0002-3526-5426.*

14

## 15 **Abstract**

16

17 *Tyletelmis* is currently only known by the Amazonian type species *Tyletelmis mila* Hinton,  
18 1972, which represents one of the last taxa described by H. E. Hinton. This genus is one of the  
19 13 remaining monotypic genera of Neotropical elmids and has not been taxonomically studied  
20 since its original description. We redescribe *Tyletelmis* and its type species and describe four  
21 new species from Brazil: *Tyletelmis assai* **sp. nov.**, *Tyletelmis pupunha* **sp. nov.**, *Tyletelmis*  
22 *tucuman* **sp. nov.** and *Tyletelmis buriti* **sp. nov.**. The first three occur in the Amazon biome,  
23 and the last one occurs in both the Amazon and in the Cerrado (central Brazilian savanna)  
24 biome. *Tyletelmis* is recovered as monophyletic by our morphological phylogeny and

25 relationships between its species are discussed. A taxonomic key for identification of  
 26 *Tyletelmis* species is presented and a map showing their known distribution is provided.

27

28 **Key words**

29 Aquatic insects, Dryopoidea, Neotropics, riffle beetles, geographical distribution, systematics,  
 30 taxonomy, key.

31

32 **Introduction**

33

34 Elmidae is one of the most diverse families of aquatic beetles in the world, with  
 35 approximately 1600 species distributed in 154 genera (Jäch et al. 2016; Polizei et al. 2020).  
 36 The family has a cosmopolitan distribution, but its greatest richness and abundance are in the  
 37 Neotropical region (Jäch & Balke 2008). The Amazonian Elmidae comprises 27 genera and  
 38 approximately 130 species. These numbers have increased rapidly in recent years with the  
 39 description of new genera (Maier & Spangler 2011; Maier 2012; Barr 2018; Čiampor et al.  
 40 2019; González-Córdoba et al. 2021; Polizei et al. 2022) and new species (Polizei & Barclay  
 41 2018; Linský et al. 2019; Polizei & Barclay 2019a, b; Almeida et al. 2020; Polizei et al. 2020;  
 42 Polizei & Fernandes 2020; Polizei & Hamada, 2021).

43 *Tyletelmis* Hinton, 1972 is one of the last 13 remaining monotypic genera of  
 44 Neotropical Elmidae, along with *Anommatelmis* Spangler, 1981; *Epodelmis* Hinton, 1973;  
 45 *Hispaniolara* Brown, 1981; *Ictelmis* Čiampor, Linský & Čiamporová-Zatovicová, 2019;  
 46 *Neolimnius* Hinton, 1939; *Oolimnius* Hinton, 1939; *Pseudodisersus* Brown, 1981; *Roraima*  
 47 *Kodada* & Jäch, 1999; *Tolmerelmis* Hinton, 1972; *Tolriolus* Hinton, 1940; *Xenelmoides*  
 48 Hinton, 1936 and *Zunielmis* González-Córdoba, Manzo & Granados-Martínez, 2021 (Jäch et  
 49 al. 2016; Barr 2018; Čiampor et al. 2019). *Tyletelmis mila* Hinton, 1972 was one of the last

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65  
66  
67  
68  
69  
70  
71  
72  
73

taxa described by H. E. Hinton, based on 186 specimens collected by himself during his 1937 South American expedition in French Guiana and some of the Amazonian states of Brazil (Amazonas, Pará and Rondônia) (Hinton 1972).

According to Hinton (1972), *Tyletelmis* has several diagnostic characteristics; the pronotum has well-developed sublateral carinae, with a convex disc, without depressions; the prosternum is scarcely longer than the width of the procoxae, with a carina reaching the anterior margin; elytra with a single sublateral carina; legs have a single cleaning fringe composed of tomentum on the pro- and metatibia and two fringes on the mesotibiae; abdomen has distinct sublateral carinae; legs have a single cleaning fringe (tomentum) on the pro- and metatibia and two fringes on the mesotibiae on the disk of ventrite 1. The scale-like plastron is present on the following body parts: head (below and behind eyes), epipleura, lateral margins of the prosternum, meso- and metaventrite, legs (except for trochanters and tarsi), and lateral margins of abdominal ventrites.

Since its original description, no other species of *Tyletelmis* has been described, and only a few records, based on undetermined specimens, have been published (Spangler 1990; González-Córdoba et al. 2020). There has been no phylogenetic study on *Tyletelmis*.

According to Hinton (1972) the genus superficially resembles some species of *Limnius* Illiiger, 1802 and *Austrolimnius* Carter & Zeck, 1929; however, it is not closely related to any other known genus.

Therefore, our objectives are: to review *Tyletelmis* based on the type specimens and additional material collected in several localities in Brazil; to amend its diagnosis; to redescribe the genus and its type species, to describe new species, to test the monophyly of the genus based on morphological characters of males and females; to investigate the relationship among its species based on morphological phylogenetic analysis; to provide a

74 taxonomic key for the genus, and to provide a map showing the geographical distribution of  
1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

75 its species.

76

## 77 **Materials and methods**

78

### 79 ***Morphological studies, identification key and map***

80

81           The study of the type specimens of *T. mila* was carried out using pinned specimens  
82 housed in the Natural History Museum (London, UK) and the Museu de Zoologia da  
83 Universidade de São Paulo (São Paulo, Brazil). Additional specimens of *T. mila* and  
84 specimens of the new species were obtained by field sampling using aquatic D-nets and light  
85 traps in the Amazonian biome (Amapá, Amazonas, Mato Grosso and Pará States) and in the  
86 Cerrado biome (Tocantins State). The material was initially preserved in 80% ethanol, then,  
87 after morphological study, dried and mounted on pinned cards. Identification of *T. mila* was  
88 made using the original descriptions (Hinton 1972) and by comparison with the type  
89 specimens.

90           Mouthparts, abdominal sternites and male and female genitalia were dissected and  
91 cleared in heated 10% KOH for five minutes (Brown 1972). These structures were observed,  
92 drawn, and stored on slides. Slides were prepared using glycerin jelly as the mounting  
93 medium and sealed with nail polish. The general morphological terminology follows Kodada  
94 et al. (2016).

95           Specimen labels were quoted verbatim. Changes of lines are indicated by “/” and  
96 changes of labels indicated by “//”. A Leica MS5 stereoscopic microscope was used for the  
97 morphological studies. For photographing the specimens, a Canon EOS550D camera attached  
98 to a Leica N205A stereoscopic microscope and a Leica MC120HD camera attached to a Leica

1 99 M165C stereoscopic microscope were used. Trace illustrations were made using a Zeiss  
2 100 Axioskop microscope equipped with a camera lucida. Photographs were edited using Adobe  
3  
4 101 Photoshop CC® and Adobe Illustrator CC®.  
5  
6

7 102 The identification key is dichotomous. Illustrations are provided for the redescription  
8  
9 103 of *T. mila* and the descriptions of each new species of *Tyletelmis*. The map was made in QGIS  
10  
11 104 (version 3.8.1) based on distribution data for the described new species and the *Tyletelmis*  
12  
13 105 records provided by Hinton (1972), Spangler (1990) and González-Córdoba et al. (2020).  
14  
15  
16

17 106

### 18 19 107 ***Phylogenetic Analysis*** 20

21 108

22  
23  
24 109 The analysis included ten terminals (Table 1). The ingroup was composed of five  
25  
26 110 morphologically recognized species of *Tyletelmis* (*T. mila* and the four newly described  
27  
28 111 species). Due to the absence of consistent hypotheses on the relationships among most  
29  
30 112 Neotropical Elmidae, the choice of genera that appear to be most closely related to *Tyletelmis*  
31  
32 113 was carried out based on the morphological similarities pointed out by Hinton (1972) and  
33  
34 114 surveyed by the authors. The outgroup was composed of four species: *Austrolimnius formosus*  
35  
36 115 (Sharp, 1882), *Heterelmis debilis* Polizei, 2018, *Xenelmis tarsalis* Hinton, 1940 and *Xenelmis*  
37  
38 116 *micros* (Grouvelle, 1889). *Stenhelmoides strictifrons* Grouvelle, 1908 was used to root the  
39  
40 117 phylogeny.  
41  
42  
43

44  
45  
46 118 The characters were proposed based on the Sereno (2007) model and the matrix was  
47  
48 119 built in Mesquite software version 3.7 (Maddison & Maddison 2021). All characters were  
49  
50 120 treated as unordered and coded according to Brazeau (2011), in which hyphens ("-") indicate  
51  
52 121 non-applicable characters. Characters were polarized through comparison with the outgroup.  
53  
54

55  
56 122 The data matrix was edited in Mesquite version 3.61 and the phylogenetic analysis  
57  
58 123 was carried out in TNT version 1.5 (Goloboff et al. 2008). We performed a search for the  
59  
60

61  
62  
63  
64  
65

124 most parsimonious trees (the “implicit enumeration” command in TNT) and calculated values  
 125 for Bootstrap (100,000 replicates, standard, absolute frequencies, collapsing groups below 50)  
 126 and Bremer support (TBR from existing trees, absolute supports, retaining suboptimal trees in  
 127 10 steps).

128 For mapping changes in character states, tracking the number of steps (L), consistency  
 129 index (CI) and retention index (RI) for the topology and for each character, we used Winclada  
 130 version 1.61 (Nixon 2002). Graphical editing of the cladogram was done in Adobe Illustrator  
 131 CS5 software.

132

### 133 *Abbreviations*

134

135 Measures

136  $\bar{x}$  – Arithmetic mean

137 s.d. – Standard deviation

138

139 Depositories (curator in parentheses)

140 CEMT – Setor de Entomologia da Coleção Zoológica da Universidade Federal de

141 Mato Grosso, Departamento de Biologia e Zoologia, Cuiabá, Mato Grosso, Brazil. (Fernando

142 Vaz-de-Mello);

143 CEUFT – Coleção de Entomologia da Universidade Federal do Tocantins, Laboratório

144 de Entomologia, Porto Nacional, Tocantins, Brazil. (Tiago Krolow).

145 INPA – Coleção de Invertebrados, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia,

146 Manaus, Amazonas, Brazil. (Márcio Oliveira).

147 MZSP – Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo, São Paulo,

148 Brazil. (Sônia Casari).

- 149 NHMUK – Natural History Museum, London, England, UK. (Max Barclay).  
 1  
 2  
 3 150 NHMW – Naturhistorisches Museum, Vienna, Austria. (Manfred Jäch).  
 4  
 5 151  
 6  
 7 152 **Results**  
 8  
 9  
 10 153 *Taxonomy*  
 11  
 12 154  
 13  
 14 155 *Tyletelmis* Hinton, 1972  
 15  
 16 156 *Tyletelmis* Hinton, 1972:37 (type species: *Tyletelmis mila* Hinton, 1972, by monotypy).  
 17  
 18  
 19 157 (Figs. 1–45, 48–87)  
 20  
 21  
 22 158  
 23  
 24 159 Generic Diagnosis (adapted from Hinton 1972)  
 25  
 26 160 Body nearly parallel, subrectangular, never longer than 1.25 mm in length, antenna with  
 27  
 28 161 antennomeres 1 and 2 distinctly swollen; eyes very large, about 1/2 the length and 2/3 the  
 29  
 30 162 width of head in ventral view; labrum with scale-like setae; galea inserted on lateral margin of  
 31  
 32 163 the lacinia; pronotum with almost complete sublateral carinae, without sulci, gibbosities or  
 33  
 34 164 impression on disc; elytron with just one well-developed carina on interval 8, apex  
 35  
 36 165 semicircular.  
 37  
 38  
 39 166 See discussion for details on the amendments made to the original diagnosis.  
 40  
 41  
 42  
 43 167  
 44  
 45  
 46 168 Generic Redescription (adapted from Hinton 1972)  
 47  
 48 169 Body (Figs. 1 – 19). Subparallel, generally unicolorous, color varying from yellow to dark  
 49  
 50 170 brown, with antennae, mouthparts, and legs usually paler.  
 51  
 52  
 53 171 *Head* (Figs. 1 – 19) prognathous. Partially retractable; dorsal surface covered with rounded  
 54  
 55 172 punctures distanced from each other by their own diameters and covered by setae, without  
 56  
 57 173 impressions. Eyes protruding laterally, around 1/2 the length and 2/3 the width of head.  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

- 174 Antennae filiform with 11 antennomeres; antennomere 1 and 2 swollen, larger than the others;  
 1  
 2 175 apex of each antennomere covered with setae. Clypeus broad, occupying entire frons between  
 3  
 4 176 the insertions of the antennae. Labrum (Figs. 20–24) broad, with same width of clypeus at the  
 5  
 6 177 suture; subrectangular, with dorsal surface covered by scale-like setae; anterior margin  
 7  
 8  
 9 178 concave at the middle, covered by long setae; anterolateral region strongly crenulate.  
 10  
 11 179 Mandibles (Figs. 25–29) symmetrical, subtriangular; apex gradually curved mesad; with one  
 12  
 13 180 or two apical teeth; posterolateral lobe present in dorsal view; prostheca membranous.  
 14  
 15 181 Maxillae (Figs. 30–34) with cardo subtriangular; stipes subtriangular; palpifer present,  
 16  
 17 182 subtriangular; maxillary palpus with 4 palpomeres; galea palpiform, inserted on lateral margin  
 18  
 19 183 of the lacinia, with 2 sections, apical section elongate with row of long setae on posterolateral  
 20  
 21 184 margin; lacinia subquadrate, with stout mesal setae and fringe of long, thin setae at apex.  
 22  
 23 185 Labium (Fig. 35–39) with palpus having 3 palpomeres; ligula with stout cone-like setae. Gena  
 24  
 25 186 covered by tomentum.  
 26  
 27 187 *Thorax* (Figs. 1–2, 4–6, 8–19, 40–45). *Pronotum* (Figs. 1, 4, 6, 8, 10–11, 13–14, 16–17, 19)  
 28  
 29 188 wider than long; anterior margin slightly arcuate; lateral margins arcuate and slightly  
 30  
 31 189 crenulate; anterior and posterior angles acute, posterior margin smooth with two prescutellar  
 32  
 33 190 fovea; surface with punctures and setae, without impressions, sulci or gibbosities; sublateral  
 34  
 35 191 carinae arcuate; disc slightly raised. Elytra (Figs. 1 – 19, 45) longer than wide; about as wide  
 36  
 37 192 as pronotum; moderately convex dorsally; anterior margins smooth; lateral margins  
 38  
 39 193 moderately arcuate and explanate, and apices dorsally rounded; humeri slightly rounded; with  
 40  
 41 194 ten rows of punctures and a row of thin setae between the punctures; a single sublateral carina  
 42  
 43 195 on interval 8. Epipleura (Figs. 2, 5, 9, 12, 15, 18) narrow, anteriorly wider; covered by  
 44  
 45 196 tomentum, posteriorly at least partly concealed by lateral margins of the abdominal ventrites.  
 46  
 47 197 Hypomeron longer than wide. Metathoracic wings macropterous. Prosternum (Figs. 2, 5–6, 9–  
 48  
 49 198 10, 12–13, 15–16, 18–19, 40–44) concealing the head in repose; covered by tomentum and  
 50  
 51  
 52  
 53  
 54  
 55  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

199 punctures laterally. Prosternal process (Figs. 2, 5, 9, 12, 15, 18, 40–44) narrow. Proepimeron  
 200 and proepisternum covered by tomentum. Mesoventrite with a shallow depression to receive  
 201 the prosternal process; mesoepimeron densely covered by tomentum. Metaventrite (Figs. 2, 5,  
 202 9, 12, 15, 18) longer than mesoventrite; discrimen conspicuous; lateral region covered by  
 203 tomentum and punctures. Legs (Figs. 1–2, 4–6, 8–10, 11–13, 14–16, 17–19) granulate,  
 204 covered by tomentum, except on trochanter and tarsi. Claws large and not toothed  
 205 *Abdomen* (Figs. 2, 5–6, 9–10, 12–13, 15–16, 18–19, 48–87). Five ventrites (Figs. 2, 5, 9, 12,  
 206 15, 18) strongly convex in cross section, with micropunctures; disc of ventrites glabrous, with  
 207 micropunctures and densely covered laterally by tomentum. Tergite VIII (Figs. 48–52) wider  
 208 than long. Sternite VIII (Figs. 53–57) with basal projection; anterolateral margin with few  
 209 setae and spines on disc. Segment IX (Figs. 58–62) forming an asymmetrical genital capsule  
 210 surrounding the aedeagus.  
 211 *Male genitalia* (Figs. 63–72). Symmetrical. Trilobate. Phallobase subtriangular, shorter than  
 212 penis. Parameres covering the penis, but not reaching apex. Penis longer than parameres.  
 213 *Female* (Figs. 58–72). Tergite VIII (Figs. 58–62) with setae on posterior margin. Sternite VIII  
 214 (Figs. 63–67) with basal projection; anterolateral margins emarginated; posterior margin with  
 215 long setae and disc with spines.  
 216 *Female genitalia* (Fig. 83–87). Ovipositor symmetrical. Valvifer membranous; baculus  
 217 sclerotized, bar-like. Coxites wider at base, narrowed at apex, divided by a transverse line,  
 218 covered by spines; distal coxites longer than basal ones; apex projected outwards, forming  
 219 spur-like structure. Styli present.  
 220  
 221 Comparative notes  
 222 According to Hinton (1972), *Tyletelmis* superficially resembles some species of *Austrolimnius*  
 223 (probably based on the small size), and *Limnius* (probably based on pronotum without any

224 kind of impression) but it is not closely related to any other known genus. Although, when  
225 considering the entire Neotropical elmid fauna, other genera, such as *Heterelmis* Sharp, 1882  
226 and *Xenelmis* Hinton, 1936, have a greater resemblance to *Tyletelmis*. However, these four  
227 genera can be rapidly distinguished from *Tyletelmis* by having antennomeres 1 and 2 not  
228 swollen, the labrum lacking scale-like setae, the galea not inserted on the lateral margin of the  
229 lacinia, and variable impressions on the disc of the pronotum (excepted *Limnius*).  
230 Furthermore, *Austrolimnius* has row(s) of granules on the epipleura; *Limnius* has no carina on  
231 the elytra, the prosternal process is V-shape and the body size is longer than 3 mm;  
232 *Heterelmis* has two sublateral carinae on the elytra and prosternal process broad and squared;  
233 *Xenelmis* has rows of granules and no carinae on the pronotum of most species and prosternal  
234 process U-shape.

235

#### 236 Habitat

237 The specimens were usually collected using light traps on the banks of small streams. A few  
238 representatives were found by sampling the benthic substrate with the aid of an aquatic D-net.  
239 We were not able to find *Tyletelmis* specimens during collections focused on elmid beetles in  
240 the past decade; thus, it is expected that the individuals of this genus may occur in unusual  
241 microhabitats and perhaps at low densities.

242 González-Córdoba et al. (2020) found a few individuals of an undetermined *Tyletelmis*  
243 species as the only elmid beetle occurring in a stream in an open area (with no riparian  
244 vegetation) in Meta Department, at the eastern base of the Colombian Andes (470 m above  
245 sea level) (Fig. 88). However, all of the specimens we analyzed came from streams with well-  
246 preserved riparian vegetation. Spangler (1990) also collected undetermined *Tyletelmis*  
247 specimens in tributaries of the Baria River in the Venezuelan portion of Cerro de la Neblina,  
248 Amazonas State (Fig. 88), in streams with preserved riparian vegetation.

- 249  
1  
2 250 Distribution  
3  
4  
5 251 The genus is recorded in northern and central Brazil and in Amazonian localities in Colombia,  
6  
7 252 French Guiana, and Venezuela (Fig. 88).  
8  
9  
10 253  
11  
12 254 *Tyletelmis mila* Hinton, 1972  
13  
14 255 *Tyletelmis mila* Hinton, 1972:37  
15  
16  
17 256 (Figs. 1–7, 20, 25, 30, 35, 40, 48, 53, 58, 63, 64, 73, 78, 83)  
18  
19 257  
20  
21  
22 258 Material Examined  
23  
24 259 Holotype  
25  
26 260 ♂ Porto Velho / 8-9.1937 Braz. / H. E. Hinton // *Tyletelmis mila* Hinton / Holotype //  
27  
28  
29 261 BMNH010583964 (NHMUK) (Figs. 1–3)  
30  
31 262 Paratype  
32  
33  
34 263 Porto Velho / 8-9.1937 Braz. / H. E. Hinton // *Tyletelmis mila* Hinton / Paratype (10 in  
35  
36 264 MZSP) (MZSP 35007-35016) (Figs. 4–7)  
37  
38  
39 265 Other material  
40  
41 266 BRASIL. Amazonas. Manaus. / AM 010 – Km 26. Reserva Ducke. / Igarapé Trilha da Torre.  
42  
43  
44 267 155 m. / 15.V.2008 N. Hamada et al. / leg. 02°56'06.6"S 59°57'12,0"W // *Tyletelmis mila* /  
45  
46 268 Hinton, 1972 / T.T.S. Polizei det. 2020. (1 ♂ in INPA). BRASIL. Amazonas: Presidente /  
47  
48  
49 269 Figueiredo, Igarapé da Onça, / Sossego da Pantera, km 20 / (AM-240). 02-03.VII.2008 / A.S.  
50  
51 270 Fernandes leg. / 02°02'S 59°50'W / Pensilvânia/Luz Negra. // *Tyletelmis mila* / Hinton, 1972  
52  
53 271 / A.S. Fernandes det. 2008. (1 couple in INPA). Amazonas. Manaus. / BR 174 – Km 25  
54  
55  
56 272 Ramal Quinta da / Boa Esperança. Igarapé maior. / 02°44'42.7"S 60°00'00,6"W 72m. /  
57  
58 273 27.V.2008 C. Azevedo et al. leg. (1 ♂ in MZSP).  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

274

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65275 **Diagnosis**

276 Body broad, less than 2× longer than wide, and robust; uniformly brown in color; pronotum  
 277 with posterolateral angles pointed and strongly projected posteriorly; prosternum with a pair  
 278 of carinae, with lateral margins completely covered by tomentum; labrum with a pair of stout  
 279 capitate setae at the middle of the anterior margin; galea with apical section swollen, 3×  
 280 longer than the basal section; males with posterior margin of abdominal sternite VIII arrow-  
 281 shaped; aedeagus with arrow-shaped penis; parameres almost as long as penis, strongly bent  
 282 medially apically, with serrate medial margins in the basal second quarter; females with basal  
 283 projection of abdominal sternite VIII approximately 4× as long as the sternite; ovipositor with  
 284 distal coxites approximately 2× longer than basal coxites.

285

286 **Redescription**

287 Body (Figs. 1, 2, 4–6) broad, less than 2× longer than wide; uniformly brown color, with the  
 288 antennae, mouthparts, and legs lighter in color. Size range (n = 3): total length 1.16–1.20 mm  
 289 ( $\bar{x}$  = 1.19 mm; s.d. = 0.002); maximum width 0.60–0.61 mm ( $\bar{x}$  = 0.603 mm; s.d. = 0.005).  
 290 *Head* (Figs. 1, 2, 4–6). Partially retractable. Antennae with a few setae at the apex of each  
 291 antennomere. Frontoclypeal suture almost straight. Clypeus broad; covered by long setae.  
 292 Labrum (Fig. 20) subrectangular; anterior margin concave at the middle, with long setae and a  
 293 pair of stout capitate setae at the middle; anterolateral margin crenulate, covered by long  
 294 setae; posterolateral margin emarginate; posterior margin almost straight. Mandibles (Fig. 25)  
 295 symmetrical, subtriangular; apex gradually curved mesad, with two apical teeth; posterolateral  
 296 lobe present in dorsal view; with a row of thin and long setae below the posterolateral lobe;  
 297 prosthema membranous, forming lobes on distal half. Maxillary (Fig. 30) cardo subtriangular;  
 298 stipes subtriangular; palpifer present, subtriangular; palpomere 4 subequal in length to the two

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

299 preceding ones combined, moderately truncate apically; galea palpiform, inserted on lateral  
300 margin of the lacinia, with apical section swollen, 3× longer than the basal one and with row  
301 of long setae on posterolateral margin; lacinia subquadrate, with mesal stout setae and a fringe  
302 of long and thin setae at apex. Labial submentum (Fig. 35) with anterior margin concave at  
303 the middle, with long setae, lateral margin enlarged anteriorly, anterolateral angles acuminate;  
304 labial palpus with palpomere 3 subequal in length to the two preceding ones combined; ligula  
305 subtriangular, slightly sclerotized, with stout cone-like setae on anterior margin and few long,  
306 thin setae on anterolateral margin. Gena covered by tomentum.

307 *Thorax* (Figs. 1, 2, 4–6, 40). Pronotum (Figs. 1, 4, 5) 1.7× wider than long; disc in lateral  
308 view distinctly convex; anterior margin slightly arcuate; lateral margins arcuate, explanate  
309 and slightly crenulate; anterolateral angles slightly pointed, posterolateral angles pointed,  
310 projected posteriorly, surrounding the anterolateral margin of the humeri; surface with  
311 punctures and setae distanced from each other by around 1–2× their own diameters; sublateral  
312 carinae slightly arcuate, distinctly raised and complete. Scutellum subtriangular covered by  
313 few setae. Elytra (Figs. 1, 4, 5) 1.15x longer than wide, about the same width as the  
314 pronotum; in lateral view, moderately convex; anterior margins smooth; lateral margins  
315 moderately arcuate and explanate; humeri slightly rounded; with ten rows of punctures and a  
316 row of thin setae between the punctures; with a single sublateral carina on interval 8  
317 extending from base almost to apex; elytral apex semicircular. Epipleura (Figs. 2, 5, 6)  
318 narrow, anteriorly wider; covered by tomentum and punctures; partly concealed posteriorly by  
319 lateral margins of the abdominal ventrites. Hypomeron (Figs. 2, 5, 6) 2× longer than wide,  
320 covered by granules, without tomentum. Metathoracic wings macropterous. Prosternum (2, 5,  
321 6, 40) almost straight anteriorly, concealing the head in repose; covered laterally by tomentum  
322 and punctures; disc with a pair of carinae, anteriorly divergent, extending from anterior  
323 margin of prosternum to base of prosternal process. Prosternal process (Figs. 2, 5, 40)

1 324 moderately broad, wider than procoxae, about 1.5× narrower at base than anterior margin of  
2 325 prosternum; lateral margins converging apically, apex almost straight. Metaventrite (Figs. 2,  
3  
4 326 5, 6) longer than mesoventrite; discrimen conspicuous, extending from anterior to posterior  
5  
6 327 margin with lateral region covered by tomentum and punctures. Legs (Figs. 2, 5, 6) with pro-  
7  
8  
9 328 and mesocoxae rounded, metacoxae transverse. Trochanter as long as wide. Femora 2× longer  
10  
11 329 than wide. Tibiae thin, slightly widened distally, about 6× longer than wide; with one row of  
12  
13 330 setae on distal 2/3 on protibiae and two rows on distal half on mesotibiae; with a pair of short  
14  
15  
16 331 apical spurs on meso- and metatibia. Tarsus short; apical tarsomere as long as the four-  
17  
18  
19 332 preceding ones combined.  
20  
21 333 *Abdomen.* Five ventrites (Figs. 2, 5, 6), each, strongly convex in cross section, covered with  
22  
23 334 micropunctures; ventrite I with a complete pair of carinae on disc. Disc of ventrites glabrous  
24  
25 335 and laterally densely covered by tomentum; ventrite V emarginate laterally and rounded  
26  
27  
28 336 posteriorly. Tergite VIII (Fig. 48) approximately 2× wider than long; broadly rounded  
29  
30 337 posteriorly; anterior margin sinuous; with few long setae at apex and short setae on posterior  
31  
32 338 1/3. Sternite VIII (Fig. 53) arrow-shaped; basal projection approximately 1.5× longer than  
33  
34 339 sternite, gradually narrowing to apex, apex acute; basolateral angles acuminate and slightly  
35  
36 340 projecting posteriorly; posterolateral margins with a few setae; disc covered with tiny spine-  
37  
38  
39 341 like projections. Segment IX (Fig. 58) forming an asymmetrical genital capsule surrounding  
40  
41 342 the aedeagus; anterior portion forming a long median strut; posterior portion emarginate with  
42  
43 343 setae at apex and sensorial pores laterally.  
44  
45  
46 344 *Male genitalia* (Fig. 63, 64). Symmetrical, except for phallobase. Phallobase tubular, long,  
47  
48 345 approximately 2× as long as wide and about 4/5 the length of the penis; about 2× width of the  
49  
50  
51 346 base of the paramere. Parameres long, about as long as penis; narrowed towards the apex;  
52  
53  
54 347 medial and lateral margins strongly sinuate in dorsal and ventral views; medial margin serrate  
55  
56 348 at basal second quarter in ventral view; tuft of setae on anterior 4/5; apex strongly bent  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

349 medially, projected ventrally behind the penis. Penis arrow-shaped and robust; about the  
 1  
 2 350 length of the parameres; strongly capitate and arrow-shaped at apical 1/3; base of capitate  
 3  
 4  
 5 351 portion with obtuse lateral projections; apex broadly rounded.  
 6  
 7 352 *Female* (Figs. 73, 78, 83). External morphology similar to that of the male. Tergite VIII (Fig.  
 8  
 9  
 10 353 73) subtriangular; anterior margin broadly rounded and posterior margin arcuate at middle,  
 11  
 12 354 apex covered with setae; surface covered with tiny spine-like projections. Sternite VIII  
 13  
 14 355 subrectangular (Fig. 78) almost 5× wider than long; anterolateral margins concave; basal  
 15  
 16 356 projection approximately 4× as long as the sternite; anterolateral margins slightly emarginate;  
 17  
 18  
 19 357 lateral margins converging posteriorly; posterior margin consisting of two posterolateral lobes  
 20  
 21  
 22 358 with long setae and a larger medial lobe with short setae; disc covered with tiny spine-like  
 23  
 24 359 projections.  
 25  
 26 360 *Female genitalia* (Fig. 83). Ovipositor symmetrical. Valvifer membranous, approximately  
 27  
 28  
 29 361 1.8× longer than coxites; baculus bar-like, sclerotized. Coxites wider at base, narrowed at  
 30  
 31 362 apex, divergent, divided by a transverse line and covered by spine-like projections; distal  
 32  
 33  
 34 363 coxites approximately 2× longer than the basal ones, apex projected outwards, forming spur-  
 35  
 36 364 like structure. Styli 1/2 the length of distal coxites, slightly curved, divergent; apical portion  
 37  
 38  
 39 365 rounded and with sensorial region.  
 40  
 41 366  
 42  
 43 367 **Comparative notes**  
 44  
 45  
 46 368 Based on the general morphology, *T. mila* is closer to *Tyletelmis assai* **sp. nov.** and *Tyletelmis*  
 47  
 48 369 *pupunha* **sp. nov.** due to its body shape being less than 2× longer than wide; the sublateral  
 49  
 50  
 51 370 carinae on pronotum strongly raised; the posterolateral angles on pronotum pointed and  
 52  
 53 371 strongly projected posteriorly; the prosternum with a pair of carinae. However, it can be  
 54  
 55  
 56 372 differentiated from these two species by having the prosternum with lateral margins covered  
 57  
 58 373 completely by tomentum; labrum with a pair of stout capitate setae at the middle of the  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

1 374 anterior margin; galea with apical section swollen, 3× longer than the basal one; abdominal  
 2 375 sternite VIII on males arrow-shaped; aedeagus with arrow-shaped penis, parameres apically  
 3  
 4 376 bent medially; abdominal sternite VIII on females with basal projection approximately 4×  
 5  
 6 377 longer than the sternite; ovipositor with distal coxites approximately 2× longer than basal  
 7  
 8  
 9 378 ones. In *T. assai* **sp. nov.**, the prosternum has lateral margins covered by tomentum only on  
 10  
 11 anterior 2/3; the labrum lacks a pair of stout setae at the middle of the anterior margin; the  
 12 379  
 13  
 14 380 galea has the apical section elongate, 4× longer than the basal one; male has abdominal  
 15  
 16 381 sternite VIII arc-shaped; the aedeagus has spatulate penis, noticeably longer than parameres;  
 17  
 18 382 female has abdominal sternite VIII with basal projection approximately as long as the sternite;  
 19  
 20 383 the ovipositor has distal coxites approximately as long as the basal ones. While in *T. pupunha*  
 21  
 22 384 **sp. nov.**, the prosternum has lateral margins covered by tomentum only on anterior 1/2; the  
 23  
 24 385 labrum lacks a pair of stout setae at the middle of the anterior margin; the galea has the apical  
 25  
 26 386 section elongate, 5× longer than the basal one; male has abdominal sternite VIII  
 27  
 28 387 subrectangular; the aedeagus has the penis narrowing towards an acuminate apex; female has  
 29  
 30 388 abdominal sternite VIII with basal projection almost 2× longer than the sternite; the ovipositor  
 31  
 32 389 has distal coxites approximately 1.5× longer than basal ones.  
 33  
 34  
 35  
 36  
 37  
 38  
 39  
 40

41 391 **Remarks**

42  
 43 392 According to Hinton (1972) most of the paratypes became very dark brown, and some were  
 44  
 45 393 almost black, due to the long time (1937–1971) they had been preserved in Pampel's fluid.  
 46  
 47  
 48

49 394

50  
 51 395 **Habitat**

52  
 53 396 Hinton (1972) did not provide information about the depository institution of the type series  
 54  
 55 397 of *Tyletelmis*. The non-type specimens we examined were collected using aquatic D-nets and  
 56  
 57 398 Pennsylvania light traps on the banks of small Amazonian streams (called “igarapés”). The  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

- 399 streams where we collected the species have well-preserved riparian vegetation and substrates  
 1  
 2 400 such as decaying logs, sand with gravel, boulders, and accumulations of leaves.  
 3  
 4  
 5 401  
 6  
 7 402 Distribution  
 8  
 9  
 10 403 Until now, this species has been known only from the localities reported in its original  
 11  
 12 404 description: Porto Velho (Rondônia State), Manaus (Amazonas State) and Belém (Pará State)  
 13  
 14 405 in Brazil, and St. Laurent in French Guiana (Fig. 88) (Hinton 1972).  
 15  
 16  
 17 406  
 18  
 19 407 (Figs. 1–3 here)  
 20  
 21  
 22 408  
 23  
 24 409 (Figs. 4–7 here)  
 25  
 26  
 27 410  
 28  
 29 411 *Tyletelmis assai* **sp. nov.**  
 30  
 31 412 (Figs. 8–10, 21, 26, 31, 36, 41, 49, 54, 59, 65, 66, 74, 79, 84)  
 32  
 33  
 34 413 Material Examined  
 35  
 36 414 Holotype  
 37  
 38  
 39 415 ♂ BRASIL. Amazonas. Manaus. / Reserva Ducke. Igarapé Ipiranga / (AC). 30.VI-  
 40  
 41 416 02.VII.2015. A. Pes; / G. Gomes; P. Barcelos & W. / Xavier leg. Pennsylvania Trap. /  
 42  
 43 417 02°58'53.6"S 59°54'24.4"W (INPA).  
 44  
 45  
 46 418 Paratype  
 47  
 48  
 49 419 BRASIL. Amazonas. Manaus. / Reserva Ducke. Igarapé Ipiranga / (AC). 30.VI-02.VII.2015.  
 50  
 51 420 A. Pes; / G. Gomes; P. Barcelos & W. / Xavier leg. Pennsylvania Trap. / 02°58'53.6"S  
 52  
 53 421 59°54'24.4"W (14 specimens) (2 in CEUFT; 5 in INPA; 7 in MZSP). BRASIL. Amazonas.  
 54  
 55  
 56 422 Presidente / Figueiredo. Ramal Km 24 / Sítio Seu José. 20.IV.2008 / 02°01'13.2"S  
 57  
 58 423 59°49'29.1"W / N. Hamada et al. leg. (2 in INPA).  
 59  
 60  
 61  
 62

424

1

2

3

4

5

6

7

8

9

10

11

12

13

14

15

16

17

18

19

20

21

22

23

24

25

26

27

28

29

30

31

32

33

34

35

36

37

38

39

40

41

42

43

44

45

46

47

48

49

50

51

52

53

54

55

56

57

58

59

60

61

62

63

64

65

## 425 Diagnosis

426 Body broad, less than 2× longer than wide, and robust; uniformly yellowish-brown in color;

427 pronotum with posterolateral angles pointed and strongly projected posteriorly; prosternum

428 with a pair of carinae, with anterior 2/3 of lateral margins covered by tomentum; galea with

429 apical section elongate, 4× longer than the basal one; male abdominal sternite VIII arc-

430 shaped; aedeagus with spatulate penis; parameres distinctly shorter than penis; female with

431 basal projection of abdominal sternite VIII approximately as long as the sternite; ovipositor

432 with distal coxites approximately as long as the basal ones.

433

## 434 Description

## 435 Holotype

436 Body (Figs. 8–10) broad, less than 2× longer than wide; yellowish-brown color with the

437 antennae, mouthparts and legs lighter in color. Size range (n = 6): total length 1.25–1.28 mm

438 ( $\bar{x}$  = 1.27 mm; s.d. = 0.013); maximum width 0.68–0.72 mm ( $\bar{x}$  = 0.703 mm; s.d. = 0.015).439 *Head* (Figs. 8–10). Partially retractable. Antennae densely covered by thin setae at apex.

440 Frontoclypeal suture almost straight. Clypeus broad; covered by long and thin setae. Labrum

441 (Fig. 21) subrectangular; anterior margin concave at the middle, covered by long, thin setae;

442 anterolateral margin crenulate, covered by setae longer than those on the anteromedial

443 portion; posterior margin almost straight. Mandibles (Fig. 26) symmetrical, subtriangular;

444 apex gradually curved mesad, with one apical tooth; posterolateral lobe present in dorsal

445 view; with a row of thin setae below the posterolateral lobe; prosthema membranous, forming

446 lobes on apex. Maxillary (Fig. 31) cardo elongate; stipes subtriangular; palpifer present,

447 subtriangular; palpomere 1 shorter than 2, palpomere 2 with short setae, palpomere 4

448 subequal in length as the two preceding ones combined and moderately truncate apically;

449 galea palpiform, inserted on lateral margin of the lacinia, with apical section 4× longer than  
1  
2 450 basal one and with row of long setae on posterolateral margin; lacinia subquadrate, with stout  
3  
4 451 mesal setae and a fringe of long and thin setae at apex. Labial (Fig. 36) mentum flat, anterior  
5  
6 452 margin straight, covered with setae and lateral margin enlarged; submentum subquadrate,  
7  
8 453 anterolateral angles acuminate; labial palpus with palpomere 3 subequal in length to the two  
9  
10 454 preceding ones combined; ligula subrectangular, slightly sclerotized, with stout cone-like  
11  
12 455 setae on anterior margin and few long thin setae on anterolateral margin. Gena covered by  
13  
14 456 tomentum.  
15  
16  
17  
18  
19 457 *Thorax* (Figs. 8–10). Pronotum (Figs. 8, 10) 1.5× wider than long; disc in lateral view  
20  
21 458 distinctly convex; anterior margin slightly arcuate; lateral margins arcuate, explanate and  
22  
23 459 slightly crenulate; anterolateral angles slightly pointed and posterolateral angles pointed and  
24  
25 460 strongly projected posteriorly, surrounding the humeri; surface with punctures and setae  
26  
27 461 distanced from each other by around 1–2× their own diameters; without impressions, sulci or  
28  
29 462 gibbosities; sublateral carinae arcuate, distinctly raised and complete. Scutellum subtriangular  
30  
31 463 covered by few setae. Elytra (Figs. 8–10) 1.2× longer than wide, about the same width as the  
32  
33 464 pronotum; in lateral view, moderately convex; anterior margins smooth; lateral margins  
34  
35 465 moderately arcuate and explanate; humeri slightly rounded; with ten rows of punctures and a  
36  
37 466 row of thin setae between the punctures; a single sublateral carina on interval 8 extending  
38  
39 467 from base almost to apex; elytral apex semicircular. Epipleura (Figs. 9, 10) narrow, anteriorly  
40  
41 468 wider; covered by tomentum and punctures; partly concealed posteriorly by lateral margins of  
42  
43 469 the abdominal ventrites. Hypomeron (Figs. 9, 11) narrow, almost 3× longer than wide,  
44  
45 470 covered by granules, with a very narrow belt of tomentum near the suture. Metathoracic  
46  
47 471 wings macropterous. Prosternum (Figs. 9, 10, 41) with anterior margin almost straight,  
48  
49 472 covering the head in repose; covered laterally by punctures and tomentum on the anterior 2/3;  
50  
51 473 disc with a pair of carinae, anteriorly divergent, extending from anterior margin of prosternum  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62

474 to base of prosternal process. Prosternal process (Figs. 9, 10, 41) narrower than procoxae,  
 1  
 2 475 about 1.5× narrower at base than anterior margin of prosternum; lateral margins converging  
 3  
 4 476 apically, apex broadly rounded. Metaventrite (Figs. 9, 10) longer than mesoventrite;  
 5  
 6  
 7 477 discrimen conspicuous, extending from anterior margin to posterior 3/4; with lateral region  
 8  
 9  
 10 478 covered by tomentum and punctures; disc covered by golden setae. Legs (Figs. 8–10)  
 11  
 12 479 granulate, covered by tomentum, except for the trochanter and tarsi. Pro- and mesocoxae  
 13  
 14 480 rounded, metacoxae transverse. Trochanter as long as wide. Femora 2× longer than wide.  
 15  
 16  
 17 481 Tibiae thin, slightly widened distally, 6× longer than wide; with a row of setae on distal 2/3  
 18  
 19 482 on protibiae and two on distal half on mesotibiae; with a pair of short apical spurs on meso-  
 20  
 21 483 and metatibia; metatibia with a row of spine-like setae on distal half. Tarsus short; apical  
 22  
 23 484 tarsomere shorter than four preceding ones combined.  
 24  
 25  
 26 485 *Abdomen.* Five ventrites (Figs. 9, 10); strongly convex in cross section, covered with  
 27  
 28  
 29 486 micropunctures; ventrite I with a complete pair of carinae on disc. Disc of ventrites glabrous,  
 30  
 31 487 with micropunctures and laterally densely covered by tomentum; ventrite 5 emarginate  
 32  
 33 488 laterally and rounded posteriorly. Tergite VIII (Fig. 49) approximately 2× wider than long;  
 34  
 35 489 broadly rounded posteriorly; anterior margin deeply concave, without setae at apex. Sternite  
 36  
 37  
 38 490 VIII (Fig. 54) arc-shaped; basal projection 2× longer than sternite, narrow, almost straight  
 39  
 40 491 towards apex, apex rounded; basolateral angles strongly protruded, slightly projected  
 41  
 42 492 posteriorly; posterolateral angles obtuse, slightly protruding medially; posterolateral margins  
 43  
 44 493 covered with a few setae; disc covered with tiny spine-like projections. Segment IX (Fig. 59)  
 45  
 46 494 forming an asymmetrical genital capsule surrounding the aedeagus; anterior portion forming a  
 47  
 48 495 long median strut; posterior portion emarginate with setae at apex.  
 49  
 50  
 51 496 *Male genitalia* (Figs. 65, 66). Symmetrical, except for phallobase. Phallobase tubular, long,  
 52  
 53 497 approximately 2× longer than wide and about 4/5 the length of the penis; about 2× the width  
 54  
 55 498 of the base of the paramere. Parameres long, about 4/5 the length of the penis; narrowed  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64

- 499 towards the apex; inner lateral margin slightly sinuate and oblique, outer lateral margin  
1  
2 500 slightly sinuate and almost straight in dorsal and ventral views; apex narrow, rounded and  
3  
4  
5 501 feebly bent medially. Penis distinctly longer than parameres; spatulate, narrowed towards  
6  
7 502 apical 1/3 and then dilated towards apex; apex rounded.  
8  
9  
10 503 *Female* (Figs. 74, 79, 84). External morphology similar to male. Tergite VIII (Fig. 74)  
11  
12 504 subtriangular; anterior margin slightly concave and posterior margin strongly arcuate, apex  
13  
14 505 covered with setae; surface covered with long setae on anterior 2/3 and spine-like projections  
15  
16 506 on posterior 1/3. Sternite VIII (Fig. 79) arc-shaped; almost 4× wider than long; anterolateral  
17  
18 507 margins strongly concave, basal projection approximately as long as the sternite; basolateral  
19  
20 508 angles strongly produced, bent anteriorly; posterior margin sinuous, with long setae on  
21  
22 509 posterolateral region; disc covered with spine-like projections.  
23  
24  
25  
26 510 *Female genitalia* (Fig. 84). Ovipositor symmetrical. Valvifer membranous, approximately 2×  
27  
28 511 longer than coxites; baculus bar-like, sclerotized. Coxites wider at base, narrowed at apex,  
29  
30 512 parallel, divided by a transverse line, covered with tiny spine-like projections; distal coxites  
31  
32 513 approximately as long as basal ones; internal margin covered by thin setae; apex projected  
33  
34 514 outwards, forming spur-like structure. Styli almost the length of distal coxites; straight and  
35  
36 515 convergent; apical portion rounded and with sensory structures.  
37  
38  
39  
40  
41 516  
42  
43 517 Comparative notes  
44  
45 518 See comments under *T. mila* description.  
46  
47  
48 519  
49  
50  
51 520 Etymology  
52  
53 521 The specific epithet *assai* is a tribute to the “açai” palm tree (*Euterpe oleracea* Mart.), which  
54  
55 522 is common in the Amazon region and whose fruits are highly appreciated and often  
56  
57 523 consumed. Recently it has become a valuable global commodity.  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

- 524  
 1  
 2 525 Habitat  
 3  
 4  
 5 526 The specimens were collected using aquatic D-nets and Pennsylvania light traps placed on the  
 6  
 7 527 banks of small streams with well-preserved riparian vegetation.  
 8  
 9  
 10 528  
 11  
 12 529 Distribution  
 13  
 14 530 Brazil (Amazonas State) (Fig. 88).  
 15  
 16  
 17 531  
 18  
 19 532 (Figs. 8–10 here)  
 20  
 21  
 22 533  
 23  
 24 534 *Tyletelmis pupunha* **sp. nov.**  
 25  
 26 535 (Figs. 11–13, 22, 27, 32, 37, 42, 50, 55, 60, 61, 67, 68, 75, 80, 85)  
 27  
 28  
 29 536  
 30  
 31 537 Material Examined  
 32  
 33  
 34 538 Holotype  
 35  
 36 539 ♂ BRASIL. Amazonas. Iranduba. / AM 352 – 24 Km. Hotel Mércuri. / Igarapé do  
 37  
 38  
 39 540 Polythoridae / 01.IV.2008. Jorge Nessimian et al. leg. / 02°51'35.4"S 60°52'54.6"W (INPA)  
 40  
 41 541 Paratypes  
 42  
 43 542 BRASIL. Amazonas. Iranduba. / AM 352 – 24 Km. Hotel Mércuri. / Igarapé do Polythoridae  
 44  
 45  
 46 543 / 01.IV.2008. Nessimian et al. leg. / 02°51'35.4"S 60°52'54.6"W. (1 female in MZSP).  
 47  
 48 544 BRASIL. Pará, Paragominas. / 27.VII.2011. Janaína Brito leg. / 02°52'30.0"S 47°53'60.0"W.  
 49  
 50  
 51 545 (1 female in INPA). BRASIL. Pará, Paragominas. / 20.VIII.2015. Leandro Juen leg. /  
 52  
 53 546 02°55'13.8"S 47°59'08.5"W. (1 female in INPA).  
 54  
 55  
 56 547  
 57  
 58 548 Diagnosis  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

1 549 Body broad, less than 2× longer than wide, and robust; uniformly rufous in color; pronotum  
 2  
 3 550 with posterolateral angles pointed and strongly projected posteriorly; prosternum with a pair  
 4  
 5 551 of carinae, with anterior 1/2 of lateral margins covered by tomentum; galea with apical section  
 6  
 7 552 elongate, 5× longer than the basal one; male abdominal sternite VIII arc-shaped; aedeagus  
 8  
 9 553 with penis narrowing from base to middle, then almost straight and strongly narrowed and  
 10  
 11 554 acuminate at apex; parameres narrow, nearly straight and converging, almost as long as penis;  
 12  
 13 555 female basal projection of abdominal sternite VIII 3× longer than the sternite; ovipositor with  
 14  
 15 556 distal coxites approximately 2× longer than the basal ones.  
 16  
 17  
 18  
 19 557  
 20  
 21  
 22 558 Description  
 23

24 559 Body (Figs. 11–13) broad, less than 2× longer than wide; uniformly rufous color, with the  
 25  
 26 560 antennae and mouthparts lighter in color. Size range (n = 2): total length 1.21–1.25 mm ( $\bar{x}$  =  
 27  
 28 561 1.23 mm; s.d. = 0.0028); maximum width 0.55–0.59 mm ( $\bar{x}$  = 0.57 mm; s.d. = 0.028).  
 29  
 30  
 31 562 *Head* (Figs. 11–13). Partially retractable. Antennae with antennomeres covered by short, thin  
 32  
 33 563 setae at apex. Frontoclypeal suture almost straight. Clypeus broad; covered by long setae on  
 34  
 35 564 posterior 1/2. Labrum (Fig. 22) subrectangular; anterolateral margin strongly crenulate;  
 36  
 37 565 anterior margin concave at the middle; posterior margin sinuous. Mandibles (Fig. 27)  
 38  
 39 566 symmetrical, subtriangular; apex gradually curved mesad, with one apical tooth;  
 40  
 41 567 posterolateral lobe present in dorsal view; prostheca membranous, forming lobes on distal 1/2,  
 42  
 43 568 with a tuft of setae. Maxillary (Fig. 32) cardo bilobate; stipes subtriangular; palpifer present,  
 44  
 45 569 subtriangular, with sensorial pores; maxillary palpus with 4 palpomeres, with palpomere 4  
 46  
 47 570 shorter than the two preceding ones combined, moderately truncate apically; galea palpiform,  
 48  
 49 571 inserted on lateral margin of the lacinia, apical section 5× longer than basal one and with a  
 50  
 51 572 row of long setae on posterolateral margin; lacinia subquadrate, with mesal stout setae, with a  
 52  
 53 573 fringe of long, thin setae on the apex and sensorial pores on the base. Labial (Fig. 37) palpus  
 54  
 55  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

- 1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65
- 574 with palpomere 3 shorter than the two-preceding ones combined; ligula subtriangular, slightly  
575 sclerotized, with stout cone-like setae on anterolateral margin and disc covered by short setae.  
576 Gena covered by tomentum.  
577 *Thorax* (Figs. 11–13, 42). Pronotum (Figs. 11, 13) 1.6× wider than long; disc in lateral view  
578 distinctly convex; anterior margin slightly arcuate; lateral margins arcuate, explanate, and  
579 slightly crenulate; anterolateral angles slightly pointed and posterolateral angles pointed and  
580 strongly projected posteriorly, surrounding the humeri; surface with punctures and setae  
581 distanced from each other by around 1–2× their own diameters, without impressions, sulci or  
582 gibbositities; sublateral carinae arcuate, distinctly raised and extending through the posterior  
583 2/3. Scutellum subtriangular covered by a few setae. Elytra (Figs. 11, 13) about 1.3× longer  
584 than wide; about as wide as pronotum; moderately convex dorsally; anterior margins smooth;  
585 lateral margins moderately arcuate and explanate; humeri slightly rounded; with ten rows of  
586 punctures and row of thin setae between the punctures; a single sublateral carinae on interval  
587 8 extending from the base to the apical 4/5; elytral apex semicircular. Epipleura (Figs. 12, 13)  
588 narrow, anteriorly wider; covered by tomentum and punctures; partly concealed posteriorly by  
589 lateral margins of the abdominal ventrites. Hypomeron (Figs. 12, 13) narrow, almost 3×  
590 longer than wide, covered by granules. Metathoracic wings macropterous. Prosternum (Figs.  
591 12, 13, 42) anterior margin almost straight with medial rounded projection concealing the  
592 head in repose; covered laterally by punctures and tomentum on anterior 1/2; disc with a pair  
593 of carinae, anteriorly divergent, extending from anterior margin of prosternum to base of  
594 prosternal process. Prosternal process (Fig. 12, 13, 42) narrow, narrower than procoxae, about  
595 2.5× narrower at the base than at the anterior margin of the prosternum; lateral margins  
596 converging apically, apex subrectangular. Proepimeron and proepisternum covered by  
597 tomentum. Mesoventrite with a shallow depression to receive the prosternal process;  
598 mesoepimeron covered by tomentum. Metaventrite (Figs. 12, 13) longer than mesoventrite;

599 discrimen conspicuous, extending from anterior margin to posterior 1/3, with lateral region  
 1  
 2 600 covered by tomentum and punctures. Legs (Figs. 11–13) granulate, covered by tomentum,  
 3  
 4 601 except for the trochanter and tarsi. Pro- and mesocoxae rounded, metacoxae transverse.  
 5  
 6  
 7 602 Trochanter as long as wide. Femora 2× longer than wide. Tibiae thin, slightly widened  
 8  
 9 603 distally, 6× longer than wide; with a row of setae on pro- and metatibia and two on mesotibiae  
 10  
 11 604 reaching the distal 2/3; metatibia with a row of spine on distal 2/3; with a pair of short apical  
 12  
 13 605 spurs on meso- and metatibia. Tarsus long; apical tarsomere as long as the four preceding  
 14  
 15 606 ones combined.  
 16  
 17  
 18  
 19 607 *Abdomen*. Five ventrites (Figs. 12, 13); strongly convex in cross section, with micropunctures;  
 20  
 21 608 ventrite I without a pair of carinae on disc. Disc of ventrites glabrous, with micropunctures  
 22  
 23 609 and laterally densely covered by tomentum; ventrite V emarginate laterally and rounded  
 24  
 25 610 posteriorly. Tergite VIII (Fig. 50) 2× wider than long; widely rounded posteriorly, with few  
 26  
 27 611 setae at apex; anterior margin sinuous, anterolateral margin slightly emarginated; surface  
 28  
 29 612 covered by setae. Sternite VIII (Fig. 55) arc-shaped; basal projection 2× longer than sternite,  
 30  
 31 613 gradually narrowing to apex, apex acute; basolateral angles strongly protruded, projected  
 32  
 33 614 laterally; posterolateral angles broadly rounded; posterolateral margins covered with several  
 34  
 35 615 setae; disc covered with tiny spine-like projections. Segment IX (Fig. 60) forming an  
 36  
 37 616 asymmetrical genital capsule surrounding the aedeagus; anterior portion forming a median  
 38  
 39 617 and long strut; posterior portion slightly emarginate with setae at apex and sensorial pores  
 40  
 41 618 laterally.  
 42  
 43  
 44 619 *Male genitalia* (Figs. 67, 68). Symmetrical, except for phallobase. Phallobase tubular, long,  
 45  
 46 620 approximately 1.5× longer than wide and about 5/7 the length of the penis; about 2× the width  
 47  
 48 621 of the base of a paramere. Parameres long, almost same size as penis; narrowed towards the  
 49  
 50 622 apex; inner lateral margin broadly arcuate, outer lateral margin almost straight in dorsal and  
 51  
 52 623 ventral views; apex narrow, rounded and straight. Penis slightly longer than parameres; robust  
 53  
 54  
 55  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

- 624 at base, narrowing towards apical 1/2 and then almost straight; apex strongly narrowed with  
 1  
 2  
 3 625 even narrowed acuminate tip.  
 4  
 5 626 *Female* (Figs. 75, 80, 85). External morphology similar to male. Tergite VIII (Fig. 75) arc-  
 6  
 7 627 shaped; anterior margin deeply concave at the middle, with moderately deep medial pit;  
 8  
 9 628 posterior margin arcuate and broadly rounded at the middle; basolateral angles subrectangular  
 10  
 11  
 12 629 and strongly projected laterally; disc covered with tiny spine-like projections; apex covered  
 13  
 14 630 with setae. Sternite VIII subrectangular (Fig. 80) almost 3× wider than long; anterolateral  
 15  
 16 631 margins concave; basal projection approximately 2.5× longer than the sternite; posterolateral  
 17  
 18 632 angles truncate, strongly projected anteriorly; posterior margin slightly emarginate, with a  
 19  
 20  
 21 633 long lateral seta on each side and covered with short setae; posterolateral angles obtuse,  
 22  
 23 634 slightly projected posteriorly; disc covered with tiny spine-like projections.  
 24  
 25  
 26 635 *Female genitalia* (Fig. 85). Ovipositor symmetrical. Valvifer membranous, approximately  
 27  
 28 636 1.8× longer than coxites; baculus bar-like. Coxites wider at base, narrowed at apex, parallel,  
 29  
 30 637 divided by a transverse line, covered with tiny spine-like projections; distal coxites about 1.5×  
 31  
 32 638 longer than the basal ones; apex projected outwards, forming spur-like structure. Styli 1/3 the  
 33  
 34 639 length of distal coxites; slightly curved and divergent; with a seta on base; apical portion  
 35  
 36  
 37 640 rounded and with sensory structures.  
 38  
 39  
 40 641  
 41  
 42  
 43 642 Comparative notes  
 44  
 45 643 See comments under *T. mila* description.  
 46  
 47  
 48 644  
 49  
 50  
 51 645 Etymology  
 52  
 53 646 The specific epithet *pupunha* is a tribute to the “pupunha” palm tree (*Bactris gasipaes* Kunth),  
 54  
 55 647 which is widely distributed in the Amazon region and whose fruits and palm heart are highly  
 56  
 57 648 appreciated and often consumed.  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

649

1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

## 650 Habitat

651 All the specimens but one, from Paragominas municipality (Pará State), were collected in  
652 small Amazonian streams with well-preserved riparian vegetation. The last specimen was  
653 collected from a stream in a deforested area in a cattle ranch. The streambed was mostly  
654 sandy and the substrate was mainly composed of roots and wood fragments. The material was  
655 collected using an aquatic D-net and came from general aquatic insect samplings, with no  
656 substrate association on the labels. Thus, it is not possible to associate the species with any  
657 particular biotype.

658

## 659 Distribution

660 Brazil (Amazonas and Pará States) (Fig. 88).

661

662 (Figs. 11–13 here)

663

664 *Tyletelmis buriti* **sp. nov.**

665 (Figs. 14–16, 23, 28, 33, 38, 43, 51, 56, 61, 69, 70, 76, 81, 86)

666

## 667 Material Examined

## 668 Holotype

669 ♂ BRASIL. Tocantins. Palmas. / Taquaraçu. Fazenda Buritizal. / 27-28.III.2019. Light trap. /

670 Fernandes, A.F. &amp; Krolow, T.K. leg. / 10°17'12.0"S 43°43'12.5"W. (MZSP)

## 671 Paratypes

672 BRASIL. Tocantins. Palmas. / Taquaraçu. Fazenda Buritizal. / 27-28.III.2019. Light trap. /

673 Fernandes, A.S. &amp; Krolow, T.K. leg. / 10°17'12.0"S 43°43'12.5"W. (1 male in MZSP, 1 male

674 and 1 female in CEUFT). BRASIL: Mato Grosso, / Paranaíta, 05.ix.2008, / Light Trap, N.

675 Pinho leg. (3 female in CEMT).

676

677 Diagnosis

678 Body slender, more than 2× longer than wide; testaceous in color, with lighter areas on anterior

679 portion of pronotum and humerus, darker areas on base of pronotum, scutellum and mid-

680 lateral portion of elytra; head black; pronotum with low and almost complete sublateral

681 carinae and an oblique lateral carinae on basal 2/3, between the sublateral carina and lateral

682 margin of the pronotum; pronotum with posterolateral angles weakly developed, not distinctly

683 pointed and projected posteriorly; prosternum without a pair of carinae; ligula without stout

684 setae on anterior margin; male with abdominal sternite VIII arc-shaped, with basal projection

685 approximately 2.5× longer than sternite; parameres slightly shorter than the penis, slightly

686 bent medially at apex, with apex rounded; penis robust, bullet-shaped, gradually narrowed

687 apically, with obtuse apex; female with the basal projection of abdominal sternite VIII

688 approximately 2× longer than the sternite; ovipositor with distal coxites noticeably longer

689 than the basal coxite, with thin setae on inner margin.

690

691 Description

692 Holotype

693 Body (Figs. 14–16) slender, more than 2× longer than wide; testaceous color, with lighter

694 areas on anterior portion of pronotum and humerus, darker areas on base of pronotum,

695 scutellum and mid-lateral portion of elytra; head blackish. Size range (n = 3): total length

696 1.16–1.22 mm ( $\bar{x}$  = 1.19 mm; s.d. = 0.02); maximum width 0.55–0.61 mm ( $\bar{x}$  = 0.57 mm; s.d.

697 = 0.032).

698 *Head* (Figs. 14–16). Partially retractable. Antennae with antennomeres densely covered by  
 1  
 2 699 short thin setae at apex. Frontoclypeal suture slightly concave. Clypeus broad; covered by  
 3  
 4  
 5 700 long setae on anterior 1/2. Labrum (Fig. 23) subrectangular; anterior margin slightly concave  
 6  
 7 701 at the middle and covered by long setae; anterolateral margin crenulate; posterior margin  
 8  
 9 702 arcuate. Mandibles (Fig. 28) symmetrical, subtriangular; apex gradually curved mesad, with  
 10  
 11  
 12 703 two apical teeth; posterolateral lobe present in dorsal view; mandible with a row of long, thin  
 13  
 14 704 setae below the posterolateral lobe; prostheca membranous, forming lobes. Maxillary (Fig.  
 15  
 16  
 17 705 33) cardo subtriangular; stipes subtriangular; palpifer present, subtriangular; maxillary palpus  
 18  
 19 706 with palpomeres 2–4 with setae, apical palpomere shorter in length than the two preceding  
 20  
 21  
 22 707 palpomeres combined, moderately truncate apically; galea palpiform, inserted on lateral  
 23  
 24 708 margin of the lacinia, apical section 4× longer than basal one and with a row of long setae on  
 25  
 26 709 posterolateral margin; lacinia subquadrate, with stout mesal setae and a fringe of long thin  
 27  
 28  
 29 710 setae at apex. Labial (Fig. 38) submentum with anterior margin slightly concave at the  
 30  
 31  
 32 711 middle, with long setae; lateral margin arcuate; anterior angles acute and protruding; labial  
 33  
 34 712 palpus with palpomere 3 subequal in length to the two preceding ones combined; ligula  
 35  
 36 713 subtriangular, slightly sclerotized, with long setae on lateral margin; anterolateral margin with  
 37  
 38  
 39 714 three stout setae; disc covered by row of long and short setae. Gena covered by tomentum.  
 40  
 41 715 *Thorax* (Figs. 14–16). Pronotum (Figs. 14, 16) 1.7× wider than long; disc in lateral view  
 42  
 43  
 44 716 flattened; anterior margin arcuate; lateral margins arcuate and crenulate; anterior and posterior  
 45  
 46 717 angles acute, weakly developed; surface with punctures and setae distanced from each other  
 47  
 48 718 by around 1–2× their own diameters; without impressions, sulci or gibbosities; sublateral  
 49  
 50  
 51 719 carinae nearly straight, low and complete; with an oblique lateral carina (between the  
 52  
 53 720 sublateral carinae and the lateral margin of the pronotum) on basal 2/3. Scutellum cordiform  
 54  
 55  
 56 721 covered by a few setae. Elytra (Figs. 14–16) 1.4× longer than wide; about as wide as the  
 57  
 58 722 pronotum; flattened in lateral view; anterior margins smooth; lateral margins moderately  
 59  
 60  
 61  
 62

1 723 arcuate and explanate; humeri rounded; elytra punctate (rows) and with a row of thin setae  
 2  
 3 724 between the punctures; a single sublateral carina on interval 8 extending from the base to the  
 4  
 5 725 apical 4/5; elytral apex semicircular. Epipleura (Figs. 15, 16) narrow, anteriorly wider;  
 6  
 7 726 covered by tomentum; partly concealed posteriorly by lateral margins of the abdominal  
 8  
 9 727 ventrites. Hypomeron (Figs. 15, 16) 2× longer than wide, covered by granules, without  
 10  
 11 728 tomentum. Metathoracic wings macropterous. Prosternum (Figs. 15, 16, 43) with anterior  
 12  
 13 729 margin declined anteriorly, concealing the head in repose; covered laterally by tomentum;  
 14  
 15 730 disc without carinae. Prosternal process (Figs. 15, 16, 43) narrower than procoxae, about  
 16  
 17 731 1.75× narrower at base than anterior margin of prosternum; lateral margins arcuate, divergent  
 18  
 19 732 apically; apex capitate. Proepimeron and proepisternum covered by tomentum. Mesoventrite  
 20  
 21 733 with a shallow depression to receive the prosternal process; mesoepimeron covered by  
 22  
 23 734 tomentum. Metaventrite (Figs. 15, 16) longer than mesoventrite; discrimen conspicuous,  
 24  
 25 735 extending from anterior margin to posterior 1/2; with lateral region covered by tomentum and  
 26  
 27 736 punctures. Legs (Figs. 14–16) weakly granulate; covered by tomentum, excepted the  
 28  
 29 737 trochanter and tarsi. Pro- and mesocoxae rounded, metacoxae transverse. Trochanter as long  
 30  
 31 738 as wide. Femora 3× longer than wide. Tibiae thin, slightly widened distally, 4× longer than  
 32  
 33 739 wide; with a row of setae on distal 2/3 on pro- and two on metatibia, and one row on distal  
 34  
 35 740 half of mesotibiae; with a pair of short apical spurs on meso- and metatibia. Tarsus long;  
 36  
 37 741 apical tarsomere as long as the four preceding ones combined.  
 38  
 39 742 *Abdomen.* Five ventrites (Figs. 15, 16); convex in cross section, covered with micropunctures;  
 40  
 41 743 ventrite I without carinae on disc. Disc of ventrites glabrous, with micropunctures and  
 42  
 43 744 laterally covered by tomentum; ventrite V slightly emarginate laterally and rounded  
 44  
 45 745 posteriorly. Tergite VIII (Fig. 51) approximately 3× wider than long; broadly rounded  
 46  
 47 746 posteriorly, with few setae on apical portion; anterior margin concave; anterolateral angles  
 48  
 49 747 obtuse; posterior margin arcuate, covered with setae. Sternite VIII (Fig. 56) arc-shaped;  
 50  
 51  
 52  
 53  
 54  
 55  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

- 1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65
- 748 anterolateral margins arcuate and with a basal projection approximately 2.5× longer than the  
749 sternite, anterolateral angles narrow and acuminate emarginated, covered by tiny spine-like  
750 projections; anterior margin very sinuous, covered with short setae; disc covered with spine-  
751 like projection. Segment IX (Fig. 61) forming an asymmetrical genital capsule surrounding  
752 the aedeagus; anterior portion forming a median, long, thin strut; posterior portion emarginate  
753 at middle; setae on disc and apex; sensorial pores laterally.
- 754 *Male genitalia* (Figs. 69, 70). Symmetrical, except for phallobase. Phallobase tubular, long,  
755 approximately 1.5× longer than wide and about 2/3 the length of the penis; about 2× the width  
756 of the base of a paramere. Parameres long, about 5/6 the length of the penis; narrowed  
757 basally, forming a basal angle in dorsal view; gradually narrowed towards the middle, slender  
758 and almost straight towards apex; inner lateral margin sinuated basally, forming broad basal  
759 angle in dorsal view; outer lateral margin almost straight in dorsal and ventral views; apex  
760 rounded and bent medially. Penis moderately longer than parameres; bullet-shaped, gradually  
761 narrowed towards apex; apex obtuse.
- 762 *Female* (Figs. 76, 81, 86). External morphology similar to male. Tergite VIII (Fig. 76)  
763 trapezoid; anterior margin slightly sinuous; lateral margin almost straight, convergent  
764 posteriorly; posterior margin almost straight; apical 1/3 covered with setae; apex truncate.  
765 Sternite VIII arrow-shaped (Fig. 81) almost 3× wider than long; anterolateral margins  
766 strongly concave; basal projection approximately 2.5× longer than the sternite; anterolateral  
767 angles strongly pointed and projected anteriorly; lateral margins convergent posteriorly;  
768 posterolateral angles slightly pointed and projected posteriorly; posterior 1/3 covered by long  
769 setae; disc covered with tiny spine-like projections; apex emarginate.
- 770 *Female genitalia* (Fig. 86). Ovipositor symmetrical. Valvifer membranous, approximately  
771 2.2× longer than coxites; baculus sclerotized, bar-like. Coxites wider at base, narrowed at  
772 apex, slightly divergent, divided by a transverse line, covered by tiny spine-like projections;

- 773 distal coxites approximately 1.5× longer than the basal ones; apex projected outwards,  
 1  
 2 774 forming spur-like structure; internal margins covered by a complete, thin, short fringe of setae  
 3  
 4  
 5 775 and a transversal belt of setae towards the lateral projection. Styli 1/2 the length of distal  
 6  
 7 776 coxites; bent outwards and divergent; with a pair of setae at base; apical portion rounded and  
 8  
 9 777 with sensory structures.  
 10  
 11  
 12 778  
 13  
 14 779 Comparative notes  
 15  
 16 780 Based on the general morphology, *Tyletelmis buriti* **sp. nov.** is closer to *T. tucuman* **sp. nov.**  
 17  
 18  
 19 781 by the prosternum without a pair of carinae and maxillary palpomeres 2–4 with setae.  
 20  
 21 782 However, it can easily be differentiated by the following characters: light brown color with  
 22  
 23  
 24 783 black head, the humeri region yellow and below it a dark longitudinal area, the antennae,  
 25  
 26 784 mouthparts and legs light-brown; ligula without stout setae on anterior margin; male with  
 27  
 28  
 29 785 abdominal sternite VIII elongate, with a basal projection approximately 2.5× longer than the  
 30  
 31 786 sternite; penis without lateral pointed projection; female with the basal projection of  
 32  
 33  
 34 787 abdominal sternite VIII approximately 2.5× longer than the sternite; ovipositor with distal  
 35  
 36 788 coxites approximately 1.5× longer than the basal coxite, with internal margin covered by  
 37  
 38  
 39 789 short, thin setae and an transversal belt of setae towards the lateral projection. In *T. tucuman*  
 40  
 41 790 **sp. nov.** the color is uniformly yellow; ligula with stout setae on anterior margin; male with  
 42  
 43 791 abdominal sternite VIII subrectangular, with a basal projection approximately 3× longer than  
 44  
 45  
 46 792 sternite; penis with a lateral pointed projection; female with the basal projection of abdominal  
 47  
 48 793 sternite VIII approximately 1.5× as long as the sternite and the ovipositor with distal coxites  
 49  
 50  
 51 794 moderately longer than the basal ones, and internal margin without setae or a transversal belt  
 52  
 53 795 of setae.  
 54  
 55  
 56 796  
 57  
 58 797 Remarks  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

1 798 The paratype specimens from Mato Grosso State seem to be teneral and look much paler than  
 2 799 those from Tocantins State.

3  
 4  
 5 800

6  
 7 801 Etymology

8  
 9  
 10 802 The specific epithet *buriti* is a tribute to the “buriti” palm tree (*Mauritia flexuosa* Mart.),  
 11  
 12 803 which is commonly distributed in the equatorial zone of South America. In Brazil it is  
 13  
 14 804 commonly found in the Amazon and Cerrado biomes (same pattern as the named species).

15  
 16  
 17 805 The fruits are highly appreciated, often consumed and the leaf is used in local handicrafts,  
 18  
 19 806 among other uses.

20  
 21  
 22 807

23  
 24 808 Habitat

25  
 26  
 27 809 All the specimens were collected using light traps on the banks of small streams with well-  
 28  
 29 810 preserved riparian vegetation. The streams contained various substrates, and, since no aquatic  
 30  
 31 811 sampling was done, it is not possible to associate the species with any particular biotype.

32  
 33  
 34 812

35  
 36 813 Distribution

37  
 38  
 39 814 Brazil (Mato Grosso and Tocantins States) (Fig. 88).

40  
 41 815

42  
 43  
 44 816 (Figs. 14–16 here)

45  
 46 817

47  
 48 818 *Tyletelmis tucuman* **sp. nov.**

49  
 50  
 51 819 (Figs. 17–19, 24, 29, 34, 39, 44, 52, 57, 62, 71, 72, 77, 82, 87)

52  
 53 820

54  
 55  
 56 821 Material Examined

57  
 58 822 Holotype

59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64

847 *Head* (Figs. 19–21). Partially retractable. Antennae with antennomeres covered by very short,  
 1  
 2  
 3 848 thin setae at apex. Frontoclypeal suture strongly concave. Clypeus broad; covered by long  
 4  
 5 849 setae on posterior 1/2. Labrum (Fig. 26) subrectangular; anterior margin almost straight and  
 6  
 7 850 covered by long setae; anterolateral margin crenulate; posterior margin sinuous. Mandibles  
 8  
 9  
 10 851 (Fig. 31) symmetrical, subtriangular; apex gradually curved mesad, with one apical tooth;  
 11  
 12 852 posterolateral lobe present in dorsal view; prosthema membranous, forming lobes on apex.  
 13  
 14 853 Maxillary (Fig. 35) cardo subtriangular; stipes subtriangular; palpifer present, subtriangular;  
 15  
 16 854 maxillary palpus with palpomere 2–4 with setae, apical palpomere shorter in length as the two  
 17  
 18 855 preceding ones combined, moderately truncate apically; galea palpiform, inserted on lateral  
 19  
 20  
 21 856 margin of the lacinia, apical section 6× longer than basal one and with a row of long setae on  
 22  
 23 857 posterolateral margin; lacinia subquadrate, with stout mesal setae and a fringe of long thin  
 24  
 25  
 26 858 setae at apex. Labial (Fig. 39) submentum with anterior and posterior margins broadly  
 27  
 28 859 arcuate; lateral margin convergent, anterolateral and posterolateral angles acute; apical  
 29  
 30  
 31 860 palpomere longer than the two preceding ones combined; ligula subtriangular slightly  
 32  
 33 861 sclerotized, with stout cone-like setae on anterior margin and long setae on anterolateral  
 34  
 35 862 margin; disc covered by a row of setae. Gena covered by tomentum.  
 36  
 37  
 38 863 *Thorax* (Figs. 19–21). Pronotum (Figs. 19, 21) 1.4× wider than long; disc in lateral view  
 39  
 40 864 slightly flattened; anterior margin slightly arcuate; lateral margins arcuate and slightly  
 41  
 42  
 43 865 crenulate; anterior and posterior angles acute, weakly developed; surface with punctures and  
 44  
 45 866 setae distanced from each other by the equivalent of 1–2× their own diameters; without  
 46  
 47 867 impressions, sulci or gibbositities; sublateral carinae slightly arcuate, extending from posterior  
 48  
 49  
 50 868 margin to anterior 1/3. Scutellum subtriangular covered by a few setae. Elytra (Figs. 19, 21)  
 51  
 52  
 53 869 1.4× longer than wide; about as wide as pronotum; slightly flattened in lateral view; anterior  
 54  
 55 870 margins smooth; lateral margins moderately arcuate and explanate; humeri slightly rounded;  
 56  
 57  
 58 871 with ten rows of punctures and a row of thin setae between the punctures; a single sublateral  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63

- 872 carina on interval 8 extending from the base to the apical 4/5; elytral apex semicircular.
- 1  
2 873 Epipleura (Figs. 18, 19) narrow, anteriorly wider; covered by tomentum and punctures; partly  
3  
4  
5 874 concealed posteriorly by lateral margins of the abdominal ventrites. Hypomeron (Figs. 18, 19)  
6  
7 875 narrow, covered by microgranules, without tomentum. Metathoracic wings macropterous.  
8  
9  
10 876 Prosternum (Figs. 18, 19, 44) with anterior margin declined anteriorly, covering the head in  
11  
12 877 repose; covered by micropunctures; covered laterally by tomentum; disc without carinae.  
13  
14 878 Prosternal process (Figs. 18, 19, 44) very narrow; narrower than the procoxae, about 2×  
15  
16  
17 879 narrower at base than at the anterior margin of the prosternum; lateral margins almost straight,  
18  
19 880 converging apically; apex subrectangular. Proepimeron and proepisternum covered by  
20  
21 881 tomentum. Mesoventrite with a shallow depression to receive the prosternal process;  
22  
23  
24 882 mesoepimeron covered by tomentum. Metaventrite (Figs. 18, 19) longer than mesoventrite;  
25  
26 883 discrimen conspicuous, complete, extending from anterior margin to posterior margin; with  
27  
28  
29 884 lateral region covered by tomentum and punctures. Legs (Figs. 17–19) granulate, covered by  
30  
31 885 tomentum, except for the trochanter and tarsi. Pro- and mesocoxae rounded, metacoxae  
32  
33  
34 886 transverse. Trochanter as long as wide. Femora 2× longer than wide. Tibiae thin, slightly  
35  
36 887 widened distally, 5× longer than wide; with a row of setae on distal 2/3 on pro- and metatibiae  
37  
38  
39 888 and two rows on distal half of mesotibiae; with a pair of short apical spurs on meso- and  
40  
41 889 metatibiae. Tarsus long; apical tarsomere as long as the four-preceding ones combined.  
42  
43 890 *Abdomen.* Five ventrites (Figs. 18, 19); strongly convex in cross section, covered with  
44  
45 891 micropunctures; ventrite I without carinae on disc. Disc of ventrites glabrous, with  
46  
47 892 micropunctures and laterally covered by tomentum; ventrite V slightly emarginate laterally  
48  
49  
50 893 and rounded posteriorly. Tergite VIII (Fig. 52) approximately 2× wider than long; slightly  
51  
52 894 acuminate; anterior margin roughly sinuous; anterolateral angles with small, sharp spur-like  
53  
54  
55 895 projection, posterior margin broadly rounded, covered with setae; disc covered by setae.  
56  
57  
58 896 Sternite VIII (Fig. 57) subrectangular; anterolateral margins concave and asymmetrical; basal  
59  
60  
61  
62  
63

1 897 projection approximately 3× longer than the sternite; anterolateral angles slightly pointed and  
 2  
 3 898 produced anteriorly; lateral margins converging posteriorly; anterior margin almost straight,  
 4  
 5 899 covered laterally with long setae; apex truncate; disc covered with tiny spine-like projections.  
 6  
 7 900 Segment IX (Fig. 62) forming an asymmetrical genital capsule surrounding the aedeagus;  
 8  
 9 901 anterior portion bilobate, forming two long median struts; posterior portion slightly  
 10  
 11 emarginate with setae at apex.  
 12  
 13 902  
 14 903 *Male genitalia* (Fig. 71, 72). Symmetrical, except for phalobase. Phalobase tubular, nearly  
 15  
 16 904 1.5× longer than wide and about 3/5 the length of the penis; about 2× the width of the base of  
 17  
 18 905 the paramere. Parameres long, about 5/6 the length of the penis; narrow and with almost  
 19  
 20 906 straight lateral margins in ventral view; apex very narrow and acuminate, strongly bent  
 21  
 22 907 medially. Penis longer than parameres; oblong; with distinctly pointed lateral projection at the  
 23  
 24 908 middle; apex broadly rounded.  
 25  
 26 909 *Female* (Figs. 77, 82, 87). External morphology similar to male. Tergite VIII (Fig. 77)  
 27  
 28 910 trapezoid; anterior margin concave at the middle, lateral angles broadly rounded; lateral  
 29  
 30 911 margin sinuous, convergent posteriorly; posterior margin sinuous, with a weak rounded  
 31  
 32 912 medial projection; posterolateral angles with small, pointed projection; anterolateral portion  
 33  
 34 913 covered with tiny spine-like projections; anterolateral portion covered with a pair of long  
 35  
 36 914 setae; posterior margin covered with small setae. Sternite VIII arrow-shaped (Fig. 82),  
 37  
 38 915 approximately 2× wider than long; anterolateral margins concave; basal projection  
 39  
 40 916 approximately 1.5× longer than the sternite; anterolateral angles obtuse and projected  
 41  
 42 917 laterally; lateral margins convergent posteriorly; posterolateral angles pointed and very sharp,  
 43  
 44 918 projected posteriorly; posterior 1/4 covered by long setae; disc covered with tiny spine-like  
 45  
 46 919 projections; apex rounded.  
 47  
 48 920 *Female genitalia* (Fig. 87). Ovipositor symmetrical. Valvifer membranous, approximately  
 49  
 50 921 2.2× longer than coxites; baculus sclerotized, bar-like. Coxites wider at the base, narrowed at  
 51  
 52  
 53  
 54  
 55  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62

- 1 922 apex, parallel, divided by a transverse line, covered by tiny spine-like projections; distal  
2 923 coxites slightly longer than the basal ones; apex projected outwards, forming a spur-like  
3  
4 924 structure. Styli 1/2 the length of distal coxites; bent outwards and divergent; with a pair of  
5  
6 925 setae at the base; apical portion rounded and with tiny spine-like projections.  
7  
8  
9 926  
10  
11  
12 927 Comparative notes  
13  
14 928 See comments under *T. buriti* **sp. nov.** description.  
15  
16  
17 929  
18  
19 930 Remarks  
20  
21  
22 931 All of the type series was sampled with light traps, and the specimens look very pale and  
23  
24 932 clean, indicating that they could all be teneral specimens. Although there is no sign that the  
25  
26 933 species is not unicolored, the very light-yellow tonality may be expected to darken in older  
27  
28 934 specimens.  
29  
30  
31 935  
32  
33  
34 936 Etymology  
35  
36 937 The specific epithet *tucuman* is a tribute to the “tucumã” palm tree (*Astrocaryum vulgare*  
37  
38 938 Mart.), which is widely distributed in the Amazon region and whose fruits are very highly  
39  
40 939 appreciated and used in several local recipes.  
41  
42  
43  
44 940  
45  
46 941 Habitat  
47  
48 942 All specimens were collected using light traps on the banks of Amazonian streams with well-  
49  
50 943 preserved riparian vegetation. The streams contained various substrates, and, since no aquatic  
51  
52 944 sampling was done, it is not possible to associate the species with any particular biotype.  
53  
54  
55 945  
56  
57  
58 946 Distribution  
59  
60  
61  
62

- 947 Brazil (Amapá State) (Fig. 88).  
 1  
 2 948  
 3  
 4  
 5 949 (Figs. 17–19 here)  
 6  
 7 950  
 8  
 9  
 10 951 **Key to identify species of *Tyletelmis* Hinton, 1972**  
 11  
 12 952  
 13  
 14 953 1 Body broad, less than 2× longer than wide (Figs. 1–13); prosternum with a pair of lateral  
 15  
 16 954 carinae on disc (Figs. 40–42) .....2  
 17  
 18  
 19 955 1' Body elongate, at least 2× longer than wide (Figs. 14–19); prosternum without a pair of  
 20  
 21 956 lateral carinae on disc (Figs. 43, 44) .....4  
 22  
 23  
 24 957 2 Anterior margin of prosternum with rounded medial projection (Fig. 42); abdominal ventrite  
 25  
 26 958 I without carinae (Fig. 12); metatibia with a row of spines in the male ...*T. pupunha* **sp. nov.**  
 27  
 28  
 29 959 2' Anterior margin of prosternum without medial projection (Figs. 40, 41); abdominal ventrite  
 30  
 31 960 I with a pair of carinae on disc (Figs. 2, 5, 9); metatibia without a row of spines in the male ...  
 32  
 33 961 .....3  
 34  
 35  
 36 962 3 Prosternum with tomentum covering the entire lateral margin (Fig. 40); apex of prosternal  
 37  
 38 963 process 2/3 the width of base (Fig. 40) .....*T. mila* Hinton, 1972  
 39  
 40  
 41 964 3' Prosternum with tomentum covering the anterior 2/3 of lateral margin (Fig. 41); apex of  
 42  
 43 965 prosternal process 1/2 the width of base (Fig. 41) .....*T. assai* **sp. nov.**  
 44  
 45  
 46 966 4 Body testaceous, with lighter areas on anterior portion of pronotum and humerus, darker at  
 47  
 48 967 head, base of pronotum, scutellum and mid-lateral portion of elytra (Figs. 14–16); pronotum  
 49  
 50 968 with an oblique, very low carina between the lateral margin and the sublateral carina (Figs.  
 51  
 52 969 14, 16) .....*T. buriti* **sp. nov.**  
 53  
 54  
 55 970 4' Body uniformly yellowish (Figs. 17–19); pronotum without lateral carina between the  
 56  
 57 971 lateral margin and the sublateral carina (Figs. 17, 19) .....*T. tucuman* **sp. nov.**  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

972

1

2

3

4

5

6

7

8

9

10

11

12

13

14

15

16

17

18

19

20

21

22

23

24

25

26

27

28

29

30

31

32

33

34

35

36

37

38

39

40

41

42

43

44

45

46

47

48

49

50

51

52

53

54

55

56

57

58

59

60

61

62

63

64

65

973 ***Phylogeny***

974

975 We coded 31 discrete morphological characters (26 binary and 5 multistate) in adults:

976 1 of general body; 4 of head; 16 of thorax (one of which only in the male); and 10 of abdomen

977 (1 general; 2 in the male; 7 in the female) (Table 1). All characters were treated with equal

978 weight. Values for length (L) consistency index (CI) and retention index (RI) for each

979 character, respectively, are shown as follows in the list of characters.

980

981 *List of characters*

982 1. Body, total length relative to width: (0) at least 2× longer than larger; (1) less than 2×

983 longer than larger. L = 3; CI = 33; RI = 33.

984 2. Head, antenna, first two antennomeres swollen: (0) absent; (1) present. L = 1; CI = 100; RI =

985 = 100.

986 3. Head, labrum, scale-like setae: (0) absent; (1) present. L = 1; CI = 100; RI = 100.

987 4. Head, maxilla, galea insertion: (0) base of lacinea; (1) lateral margin of lacinea. L = 1; CI =

988 100; RI = 100.

989 5. Head, labium, ligula, transversal row of setae: (0) absent; (1) present. L = 1; CI = 100; RI =

990 100.

991 6. Thorax, pronotum, plastron: (0) present; (1) absent. L = 1; CI = 100; RI = 100.

992 7. Thorax, pronotum, shape of pronotal disc (lateral view): (0) slightly convex; (1) strongly

993 convex; (2) nearly flat. L = 3; CI = 66; RI = 66.

994 8. Thorax, pronotum, dorsal view, shape of lateral margins: (0) not arcuate; (1) arcuate. L = 1;

995 CI = 100; RI = 100.

- 1  
2  
3  
4  
5  
6  
7  
8  
9  
10  
11  
12  
13  
14  
15  
16  
17  
18  
19  
20  
21  
22  
23  
24  
25  
26  
27  
28  
29  
30  
31  
32  
33  
34  
35  
36  
37  
38  
39  
40  
41  
42  
43  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65
- 996 9. Thorax, pronotum, sublateral carinae, elevation: (0) weakly raised; (1) strongly raised. L =  
997 1; CI = 100; RI = 100.
- 998 10. Thorax, pronotum, disc, longitudinal rows of granules: (0) absent; (1) present. L = 1; CI =  
999 100; RI = 100.
- 1000 11. Thorax, pronotum, posterolateral angle acuminate: (0) absent; (1) present. L = 2; CI = 50;  
1001 RI = 66.
- 1002 12. Thorax, pronotum, posterolateral angle, projected posteriorly: (0) absent; (1) present. L =  
1003 2; CI = 50; RI = 50.
- 1004 13. Thorax, prosternum, anterior margin, shape: (0) concave; (1) straight. L = 4; CI = 25; RI =  
1005 0.
- 1006 14. Thorax, prosternum, anterior margin, medial projection: (0) absent; (1) present. L = -; CI  
1007 = -; RI = -.
- 1008 15. Thorax, prosternum, prosternal process, anterior margin, width relative: (0) about 1.5×  
1009 wider; (1) about 2× wider; (2) subequal. L = 3; CI = 66; RI = 75.
- 1010 16. Thorax, legs, metatibiae, row of spine-like setae (male): (0) present; (1) absent. L = 2; CI  
1011 = 50; RI = 75.
- 1012 17. Thorax, prosternum, disc, lateral carinae: (0) absent; (1) present. L = 2; CI = 50; RI = 50.
- 1013 18. Thorax, prosternum, belt of tomentum, shape: (0) transversal; (1) longitudinal. L = 3; CI =  
1014 33; RI = 0.
- 1015 19. Thorax, elytra, carina on interval 8: (0) absent; (1) present. L = 1; CI = 100; RI = 100.
- 1016 20. Thorax, elytra, epipleura, rows of granules: (0) absent; (1) present. L = -; CI = -; RI = -.
- 1017 21. Thorax, elytra, apex, shape: (0) obtuse; (1) semicircular; (2) acuminate. L = 2; CI = 100;  
1018 RI = 100.
- 1019 22. Abdomen, ventrite 1, disc, carinae: (0) absent; (1) present. L = 2; CI = 50; RI = 66.

- 1020 23. Abdomen, sternite VIII (female), anterior margin, projection, length in relation to the  
1  
2 1021 sternite: (0) 4× longer; (1) 5× longer; (2) 3× longer; (3) 2× longer; (4) subequal. L = 5; CI =  
3  
4  
5 1022 80; RI = 66.  
6  
7 1023 24. Abdomen, ovipositor, valvifer, length relative to coxites: (0) about 1.5× longer; (1) about  
8  
9  
10 1024 2× longer. L = 2; CI = 50; RI = 66.  
11  
12 1025 25. Abdomen, ovipositor, coxites, tiny spine-like sculpture on tegument: (0) absent; (1)  
13  
14 1026 present. L = 1; CI = 100; RI = 100.  
15  
16  
17 1027 26. Abdomen, ovipositor, distal coxites, apicolateral projection: (0) absent; (1) present. L = 1;  
18  
19 1028 CI = 100; RI = 100.  
20  
21  
22 1029 27. Abdomen, ovipositor, distal coxites, length relative to width: (0) about 1.5× longer; (1)  
23  
24 1030 more than 2× longer; (2) subequal. L = 3; CI = 66; RI = 66.  
25  
26  
27 1031 28. Abdomen, ovipositor, distal coxites, internal margin, complete fringe of setae: (0) absent;  
28  
29 1032 (1) present. L = 2; CI = 50; RI = 0.  
30  
31  
32 1033 29. Abdomen, ovipositor, styli, setae: (0) absent; (1) present. L = 1; CI = 100; RI = 100.  
33  
34 1034 30. Abdomen, aedeagus, parameres, apex: (0) straight; (1) convergent. L = 3; CI = 33; RI =  
35  
36 1035 33.  
37  
38  
39 1036 31. Abdomen, aedeagus, penis, medially constricted: (0) absent; (1) present. L = 5; CI = 20;  
40  
41 1037 RI = 0.  
42  
43  
44 1038  
45  
46 1039 (Table 1 here)  
47  
48  
49 1040  
50  
51 1041 Analysis with TNT produced one most-parsimonious tree (MPT) with a length of 62  
52  
53 1042 steps, a consistency index of 0.61 and a retention index of 0.71. The resulting MPT (Fig. 89)  
54  
55  
56 1043 recovered *Tyletelmis* as a sister to *Heterelmis* (clade A; Bremer = 67; Bootstrap below 50%)  
57  
58 1044 supported by three non-homoplasious characters: pronotum with lateral margins arcuate (8:1);  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

- 1045 male with metatibiae without a row of spine-like setae (**16:1**) (character is reversed in  
1  
2  
3 1046 *Tyletelmis pupunha* **sp. nov.** **16:0**); abdominal sternite VIII in females, with the anterior  
4  
5 1047 projection 3× longer than wide (**23:2**) (subequal in *Tyletelmis assai* **sp. nov.** **23:4**).
- 6  
7 1048 Our morphological data analysis corroborated Hinton's (1972) assumptions and  
8  
9  
10 1049 recognizes *Tyletelmis* as a natural group (clade B; Bremer = 100; Bootstrap = 97%) supported  
11  
12 1050 by nine non-homoplasious characters (**2:1**; **3:1**; **4:1**; **11:1**; **12:1**; **19:1**; **21:1**; **25:1**; **26:1**) (five of  
13  
14  
15 1051 which were never proposed in the literature): presence of scale-like setae at labrum (**3:1**);  
16  
17 1052 galea insertion on lateral margin of lacinea (**4:1**); elytral apex semicircular (**21:1**); coxites  
18  
19 1053 covered by tiny spine-like sculpture (**25:1**); presence of apicolateral projection on distal  
20  
21  
22 1054 coxites (**26:1**).
- 23  
24 1055 *Tyletelmis assai* **sp. nov.** (branch C) was recovered as the sister to all other species of  
25  
26  
27 1056 *Tyletelmis*, based only on female characters. This relation is supported by two non-  
28  
29 1057 homoplasious characters with exclusive states: abdominal sternite VIII with the anterior  
30  
31  
32 1058 margin as long as the sternite (**23:4**), distal coxites as long as wide (**27:2**); and one  
33  
34 1059 homoplasious character shared with *Tyletelmis buriti* **sp. nov.**: distal coxites with internal  
35  
36 1060 margin covered by a fringe of setae (**28:1**).
- 37  
38  
39 1061 The clade D (Bremer = 50) was supported by two characters, one non-homoplasious:  
40  
41 1062 styli with setae (**29:1**); and one homoplasious: aedeagus with the apex of the parameres  
42  
43  
44 1063 convergent (**30:1**). This clade was formed by *T. mila* as a sister group to *T. pupunha* **sp. nov.** +  
45  
46 1064 (*T. buriti* **sp. nov.** + *T. tucuman* **sp. nov.**).
- 47  
48  
49 1065 Three of the new species: *T. pupunha* **sp. nov.**, *T. buriti* **sp. nov.** and *T. tucuman* **sp.**  
50  
51 1066 **nov.** were grouped in our analysis (clade E, Bremer = 50) by two non-homoplasious  
52  
53  
54 1067 characters: ligula with transversal row of setae (**5:1**); prosternal process with the anterior  
55  
56 1068 margin about 2x wider than long (**15:1**).
- 57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

1069 One branch (F) and one clade (G) appear from clade E. Branch F is represented by *T.*  
 1  
 2 1070 *pupunha* **sp. nov.** and is supported by one non-homoplasious character: the anterior margin of  
 3  
 4  
 5 1071 prosternum with a medial projection (14:1) and one homoplasious character that represents a  
 6  
 7 1072 regression condition in this new species (16:0).

8  
 9 1073 Finally, clade G (Bremer = 50) *T. buriti* **sp. nov.** + *T. tucuman* **sp. nov.** is supported  
 10  
 11  
 12 1074 by six characters: two non-homoplasious characters and four homoplasious characters. The  
 13  
 14 1075 non-homoplasious characters were pronotum with the pronotal disc nearly flat (7:2) and a  
 15  
 16  
 17 1076 plesiomorphic condition (pronotum with sublateral carinae weakly raised 9:0).

18  
 19 1077

## 20 21 22 1078 **Discussion**

23  
 24 1079

25  
 26 1080 Much can be discussed about the large number of monotypic elmids in the  
 27  
 28  
 29 1081 Neotropics. Factors include the lack of large-scale samplings in Central and South America  
 30  
 31 1082 and the diminished body of researchers focused on taxonomy and systematics of the group.  
 32  
 33  
 34 1083 Moreover, many of these genera have not been taxonomically studied in 50 years and most of  
 35  
 36 1084 them were never revised (Jäch et al. 2016). Therefore, we assume that the number of  
 37  
 38  
 39 1085 monotypic genera will gradually decrease as studies on these poorly known elmids  
 40  
 41 1086 continue.

42  
 43 1087 In the original description, Hinton (1972) uses several morphological characters to  
 44  
 45  
 46 1088 distinguish *Tyletelmis* from any other Elminae genus (see introduction). However, after the  
 47  
 48 1089 discovery and description of the four new species presented here, it was necessary to amend  
 49  
 50  
 51 1090 the original generic diagnosis. We excluded two morphological features mentioned as  
 52  
 53 1091 diagnostic in the original description of the genus: 1) prosternum with a pair of carinae  
 54  
 55  
 56 1092 reaching the anterior margin (absent in *T. buriti* **sp. nov.** and *T. tucuman* **sp. nov.**) and 2)  
 57  
 58 1093 abdominal ventrite I with a pair of carinae (present only in *T. mila* and *T. assai* **sp. nov.**). Also,

59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

1094 additional features were used to update the diagnosis: 1) labrum with scale-like setae. 2) galea  
 1  
 2 1095 inserted on lateral margin of the lacinia. 3) elytra with semicircular apex. 4) coxites covered  
 3  
 4  
 5 1096 by tiny spine-like sculptures, and 5) presence of apicolateral projection on distal coxites.  
 6

7 1097 The species chosen for the analyses certainly do not show the entire range of possible  
 8  
 9  
 10 1098 states for some characters in a given genus, and it would be expected that, if different species  
 11  
 12 1099 had been selected, they would have fit slightly differently into our matrix, especially in more  
 13  
 14 1100 specious genera such as *Austrolimnius* and *Heterelmis*. Nonetheless, the phylogeny for  
 15  
 16  
 17 1101 *Tyletelmis* proposed here had the main purposes of understanding the relationships among  
 18  
 19 1102 taxa within the genus and testing its monophyly. Based on the strong support for the  
 20  
 21  
 22 1103 *Tyletelmis* clade, we can assume that even minor changes in terminals chosen as external  
 23  
 24 1104 groups would not affect the goals of the analyses. Furthermore, the lack of a comprehensive  
 25  
 26 1105 phylogeny for the Neotropical representatives in Elmidae hinders any further discussion on  
 27  
 28  
 29 1106 the evolution and relationships between *Tyletelmis* and the remaining elmid genera.  
 30  
 31 1107 Nevertheless, based on Hinton (1972) and our morphological studies, we can assume that all  
 32  
 33  
 34 1108 the Neotropical genera believed to be more closely related to *Tyletelmis* were included in the  
 35  
 36 1109 analysis.  
 37

38  
 39 1110 Our study is the first to include morphological systematics for any Neotropical  
 40  
 41 1111 Elmidae genus, and the study has certainly achieved its main purpose. We present useful  
 42  
 43  
 44 1112 information on the relationships among *Tyletelmis* species and, additionally, offer the first  
 45  
 46 1113 insights into the position of the genus in relation to other elmid genera, opening the path for a  
 47  
 48  
 49 1114 more constant use of morphological phylogenetics in studies of the Neotropical Elmidae  
 50  
 51 1115 fauna.  
 52

53 1116 For many years, taxonomic studies on Elmidae neglected the study of mouthparts and  
 54  
 55  
 56 1117 female genitalia. H. E. Hinton, who is recognized as the most important expert on the study of  
 57  
 58 1118 riffle beetles and who described dozens of genera and hundreds of species, paid little attention  
 59

1119 to these structures and rarely illustrated them. When providing diagnostic morphological  
 1  
 21120 characters to propose *Tyletelmis* as a new genus, neither mouthparts nor female genitalia traits  
 3  
 4  
 51121 were used. Our review of the mouthparts of all *Tyletelmis* species revealed two new  
 6  
 71122 diagnostic characters: presence of scale-like setae on labrum (3:1) and galea insertion on  
 8  
 9  
 101123 lateral margin of lacinia (4:1); this shows the usefulness of these structures while surveying  
 11  
 121124 informational characters for morphological studies on Elmidae (Polizei 2018; Polizei &  
 13  
 14  
 151125 Barclay 2019b; Polizei et al. 2020; Polizei & Fernandes 2020).

16  
 171126           Likewise, the use of female genital structures was found to be highly informative,  
 18  
 191127 especially for phylogenetic purposes. These structures represent significant non-homoplasious  
 20  
 21  
 221128 characters supporting clades in our analysis: clade B (25:1; 26:1), branch C (23:4; 27:2; 28:1),  
 23  
 241129 and clade D (29:1). These structures also provided two new diagnostic characteristics for the  
 25  
 26  
 271130 genus: coxites covered by tiny spine-like sculptures, and the presence of apicolateral  
 28  
 291131 projections on distal coxites.

30  
 31  
 321132

### 33 341133 **Acknowledgments**

35  
 361134

37  
 38  
 391135 We are grateful to Dr Max Barclay (NHMUK), Dr Sônia Casari (MZSP), Dr Fernando Vaz-  
 40  
 411136 de-Mello (CEMT), Dr Márcio Oliveira (INPA) and Dr Leandro Juen (Universidade Federal  
 42  
 43  
 441137 do Pará) for loans of specimens and for hosting TTSP for the study of the material deposited  
 45  
 461138 in collections in their care. Dr Sônia Casari is also thanked for her assistance in the  
 47  
 48  
 491139 mouthparts study. Dr Talita Roel (UFRGS) is warmly thanked for her support with  
 50  
 511140 phylogenetic analyses and suggestions on this paper. We also thank the owners of Fazenda  
 52  
 53  
 541141 Buritizal for their kindness and help during collections in their property. We are deeply  
 55  
 561142 grateful to Dr. Philip Fearnside (INPA) for the English review and comments in the  
 57  
 581143 manuscript. ASF thanks to FINEP (Brazilian Innovation Agency) Project “Análise e  
 59

1144 Mapeamento da Biodiversidade e Recursos Hídricos do Estado do Tocantins” (process  
 1  
 2 1145 number 01.18.0077.00) for financial support and MEC/UFT for the infrastructure and  
 3  
 4  
 5 1146 research support. TTSP thanks to SAIA/NSP (National Scholarship Program of the Slovak  
 6  
 7 1147 Republic); CAPES (Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel,  
 8  
 9  
 10 1148 Ministry of Education, Brazil) and FAPESP (The São Paulo Research Foundation, process  
 11  
 12 1149 numbers 2015/17064-7 and 2016/21184-0), for financial support and scholarships. NH thanks  
 13  
 14 1150 to FAPEAM (PROTAX and POSGRAD programs), CNPq (PROTAX/ 440616/2015-8, and  
 15  
 16  
 17 1151 research fellowship/ 308970/2019-5) and MCTI/ INPA for all infrastructure and research  
 18  
 19 1152 support.

20  
 21  
 22 1153

## 23 24 1154 **References**

25  
 26  
 27 1155

- 28  
 29 1156 Almeida, M.L.S., Fernandes, A.S. & Boldrini, R. (2020) A new species of *Macrelmis*  
 30  
 31 1157 Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae) and new records of Elmidae from Roraima  
 32  
 33  
 34 1158 State, northern Brazil. *Zootaxa* **4718**: 277–284.  
 35  
 36 1159 Barr, C.B. (2018) *Amazonopsis*, an unusual new genus of riffle beetle from South America  
 37  
 38  
 39 1160 with two new species (Coleoptera, Elmidae, Elminae). *ZooKeys* **803**: 71–92.  
 40  
 41 1161 Brazeau, M.D. (2011) Problematic character coding methods in morphology and their effects.  
 42  
 43  
 44 1162 *Biological Journal of the Linnean Society* **104**: 489–498.  
 45  
 46 1163 Brown, H.P. (1972) Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of United States. Biota of  
 47  
 48  
 49 1164 Freshwater ecosystem, identification manual no 6. Environmental Protection Agency,  
 50  
 51 1165 Ohio, U.S: 82 pp.  
 52  
 53 1166 Brown, H.P. (1981) Key to the world genera of Larinae (Coleoptera, Dryopoidea, Elmidae),  
 54  
 55  
 56 1167 with descriptions of new genera from Hispaniola, Colombia, Australia and New Guinea.  
 57  
 58 1168 *The Pan-Pacific Entomologist* **57**: 76–104.  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63

- 1169 Carter, H.J. & Zeck, E.H. (1929) A Monograph of the Australian Dryopidae: Order  
1  
2 Coleoptera. *Australian Zoologist* **6**: 49–72.  
3
- 4  
5 1171 Čiampor, F., Linský, M. & Čiamporová-Zařovičová, Z. (2019) *Ictelmis*, a new riffle beetle  
6  
7 1172 genus from Ecuador (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa* **4695**: 483–491.  
8
- 9  
10 1173 Goloboff, P.A., Farris, J.S. & Nixon, K.C. (2008) TNT, a free program for phylogenetic  
11  
12 1174 analysis. *Cladistics* **24**: 774–786.  
13
- 14  
15 1175 González-Córdoba, M., Zúñiga, M.D.C. & Manzo, V. (2020) La familia Elmidae (Insecta:  
16  
17 1176 Coleoptera: Byrrhoidea) en Colombia: riqueza taxonómica y distribución. *Revista de la*  
18  
19 1177 *Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* **44**: 522–553.  
20
- 21  
22 1178 González-Córdoba, M., Manzo, V. & Granados-Martínez, C.E. (2021) *Zunielmis pax*, a new  
23  
24 1179 genus and species of riffle beetles (Coleoptera: Elmidae) from Colombia.  
25  
26 1180 *Zoosystematica Rossica* **30**: 248–265.  
27
- 28  
29 1181 Grouvelle, A. (1889) Nouvelles espèces d’Helmides. *Annales de la Société Entomologique de*  
30  
31 1182 *France* **8**: 393–410  
32
- 33  
34 1183 Grouvelle, A. (1908) Mission de M.F. Geay, dans Guyene (basin du Fleuve Carsavenne).  
35  
36 1184 Coléoptères: Helminthidae. *Bulletin du Muséum National d’Histoire Naturelle* **14**: 181–  
37  
38 186.  
39 1185  
40
- 41 1186 Hinton, H.E. (1936) Descriptions of new genera and species of Dryopidae (Coleoptera).  
42  
43 1187 *Transactions of the Royal Entomological Society of London* **85**: 415–434.  
44
- 45  
46 1188 Hinton, H.E. (1939) On some new genera and species of Neotropical Dryopoidea  
47  
48 1189 (Coleoptera). *Transactions of the Royal Entomological Society of London* **89**: 23–45.  
49
- 50  
51 1190 Hinton, H.E. (1940) A monographic revision of the Mexican water beetles of the family  
52  
53 1191 Elmidae. *Novitates Zoologicae* **42**: 217–396.  
54
- 55  
56 1192 Hinton, H.E. (1972) Two new genera of South American Elmidae (Coleoptera). *The*  
57  
58 1193 *Coleopterists Bulletin* **26**: 37–41.  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

- 1194 Hinton, H.E. (1973) New genera and species of Bolivian Elmidae (Coleoptera). *The*  
1  
2  
3 1195 *Coleopterists' Bulletin* **27**: 1–6.
- 4  
5 1196 Illiger, J. (1802) Aufzählung der Käfergattungen nach der Zahl der Fußglieder [sic]. *Magazin*  
6  
7 1197 *für Insektenkunde* **1** (3–4): 285–305.
- 8  
9  
10 1198 Jäch, M.A. & Balke, M. (2008) Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater.  
11  
12 1199 *Hydrobiologia* **595**: 419–442.
- 13  
14 1200 Jäch, M.A., Kodada, J., Brojer, M., Shepard, W. & Čiampor, F. (2016) Coleoptera: Elmidae,  
15  
16  
17 1201 Protelmidae. World Catalogue of Insects. Koninklijke Brill, Leiden, The Netherlands:  
18  
19 1202 340 pp.
- 20  
21  
22 1203 Kodada, J. & Jäch, M.A. (1999). *Roraima carinata* gen. et sp.nov. and *Neblinagena doylei*  
23  
24 1204 sp.nov., two Larinae from Mount Roraima, Venezuela (Coleoptera: Elmidae).  
25  
26 1205 *Entomological Problems* **30**: 13–29.
- 27  
28  
29 1206 Kodada, J., Jäch, M.A. & Čiampor, F. (2016) 19.2. Elmidae Curtis, 1830. In: Beutel, R.G. &  
30  
31 1207 Leschen, R.A.B. (eds.) Handbook of Zoology, Volume IV (Part 38), Coleoptera,  
32  
33  
34 1208 Beetles, Volume 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephega,  
35  
36 1209 Myxophaga, Polyphaga partim). Walter de Gruyter, Berlin: pp. 561–589.
- 37  
38  
39 1210 Linský, M., Čiamporová-Zaťovičová, Z. & Čiampor, F. (2019) Four new species of  
40  
41 1211 *Hexanchorus* Sharp from Ecuador (Coleoptera, Elmidae) with DNA barcoding and  
42  
43  
44 1212 notes on the distribution of the genus. *ZooKeys* **838**: 85–109.
- 45  
46 1213 Maddison, W.P., Maddison, D.R. (2021) Mesquite: a modular system for evolutionary  
47  
48 1214 analysis. Version 3.70. <http://www.mesquiteproject.org>.
- 49  
50  
51 1215 Maier, C.A. (2012) *Elachistelmis* gen. n. (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Suriname,  
52  
53 1216 with description of two new species. *Zootaxa* **3500**: 61–69.
- 54  
55  
56  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

- 1217 Maier, C.A., & Spangler, P.J. (2011) *Hypsilara royi* gen. n. and sp. n. (Coleoptera, Elmidae,  
1  
2 Larainae) from Southern Venezuela, with a revised key to Larainae of the Western  
3  
4  
5 1219 Hemisphere. *ZooKeys* **116**: 25–36.  
6
- 7 1220 Nixon, K.C. (2002) WinClada ver. 1.00.08. Published by the author, Ithaca, NY.  
8  
9
- 10 1221 Polizei, T.T.S. (2018) A new species and a key for the Brazilian species of the genus  
11  
12 1222 *Heterelmis* Sharp, 1882 (Coleoptera: Elmidae, Elminae). *Papéis Avulsos de Zoologia*  
13  
14 1223 **58**: 1–4.  
15  
16
- 17 1224 Polizei, T.T.S. & Barclay, M.V.L. (2018) The genus *Hintonelmis* (Coleoptera: Elmidae:  
18  
19 Elminae), new species and records. *Journal of Natural History* **52**: 2949–2959.  
20  
21
- 22 1226 Polizei, T.T.S. & Barclay, M.V.L. (2019a) The genus *Cylloepus* Erichson, 1847 (Coleoptera:  
23  
24 Elmidae: Elminae) new species and combinations. *Zootaxa* **4652**: 93–100.  
25  
26
- 27 1228 Polizei, T.T.S. & Barclay, M.V.L. (2019b) First records of the genera *Neocylloepus* and  
28  
29 1229 *Pilielmis* (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Venezuela, with the description of  
30  
31 1230 *Pilielmis shepardi* sp. nov. *Zootaxa* **4688**: 282–288.  
32  
33
- 34 1231 Polizei, T.T.S., Barclay, M.V.L. & Bispo, P.C. (2020) *Hexacylloepus* Hinton, 1940 rises  
35  
36 1232 again; 18 new species of a neglected genus (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmidae). *Zootaxa*  
37  
38  
39 1233 **4819**: 006–048.  
40
- 41 1234 Polizei, T.T.S., Costa, L.S.M. & Bispo, P.C. (2022) *Spanglerelmis*, a new genus of Elmidae  
42  
43 1235 (Insecta: Coleoptera) from Brazil with new species and biological notes. *European*  
44  
45  
46 1236 *Journal of Taxonomy*, **813**: 33–56.  
47
- 48 1237 Polizei, T.T.S. & Fernandes, A.S. (2020) The Neotropical genus *Portelmis* Sanderson, 1953  
49  
50  
51 1238 (Coleoptera: Elmidae): three new species, new records and updated key. *Zootaxa* **4810**:  
52  
53 1239 452–467  
54  
55
- 56 1240 Polizei, T.T.S. & Hamada, N. (2021) A new minute riffle beetle (Coleoptera: Elmidae:  
57  
58 1241 *Pagelmis*) from the Brazilian Amazon. *Zootaxa* **5061**: 369–376  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

- 1242 Sereno, P.C. (2007) Logical basis for morphological characters in phylogenetics. *Cladistics*  
 1  
 2 1243 23: 565-587  
 3  
 4  
 5 1244 Sharp, D. (1882) Fam. Parnidae, In: Godman, F.D. & Salvin, O. (eds.). *Biologia Centrali-*  
 6  
 7 1245 *Americana, Insecta, Coleoptera* 1(2). London, U.K.: p. 119–140.  
 8  
 9  
 10 1246 Spangler, P.J. (1981). Amsterdam expeditions to the West Indian Islands, Report 15. Two  
 11  
 12 1247 new genera of phreatic elmid beetles from Haiti; one eyeless and one with reduced eyes  
 13  
 14 1248 (Coleoptera, Elmidae). *Bijdragen tot de Dierkunde (Contributions to Zoology)*. **51:**  
 15  
 16 1249 375–387.  
 17  
 18  
 19 1250 Spangler, P.J. (1990) A revision of the Neotropical aquatic beetle genus *Stegoelmis*  
 20  
 21 1251 (Coleoptera: Elmidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, Washington, D.C., U.S:  
 22  
 23 1252 52 pp.  
 24  
 25  
 26 1253 Table and figure captions  
 27  
 28  
 29 1254  
 30  
 31 1255 **Table 1.** Matrix of morphological characters  
 32 1256  
 33  
 34  
 35 1257 **Figs. 1–3.** *Tyletelmis mila* Hinton, 1972, habitus, male, holotype. (1) dorsal view; (2) ventral  
 36  
 37 1258 view; (3) labels. Scale bars = 0.5 mm.  
 38  
 39  
 40 1259  
 41  
 42 1260 **Figs. 4–7.** *Tyletelmis mila* Hinton, 1972, habitus, male, paratype. (4) dorsal view; (5) ventral  
 43  
 44 1261 view; (6) lateral view; (7) labels. Scale bars = 0.5 mm.  
 45  
 46  
 47 1262  
 48  
 49 1263 **Figs. 8–10.** *Tyletelmis assai* **sp. nov.**, habitus, male, holotype. (8) dorsal view; (9) ventral  
 50  
 51 1264 view; (10) lateral view. Scale bars = 0.5 mm.  
 52  
 53  
 54 1265  
 55  
 56  
 57 1266 **Figs. 11–13.** *Tyletelmis pupunha* **sp. nov.**, habitus, male, holotype. (11) dorsal view; (12)  
 58  
 59 1267 ventral view; (13) lateral view. Scale bars = 0.5 mm.  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

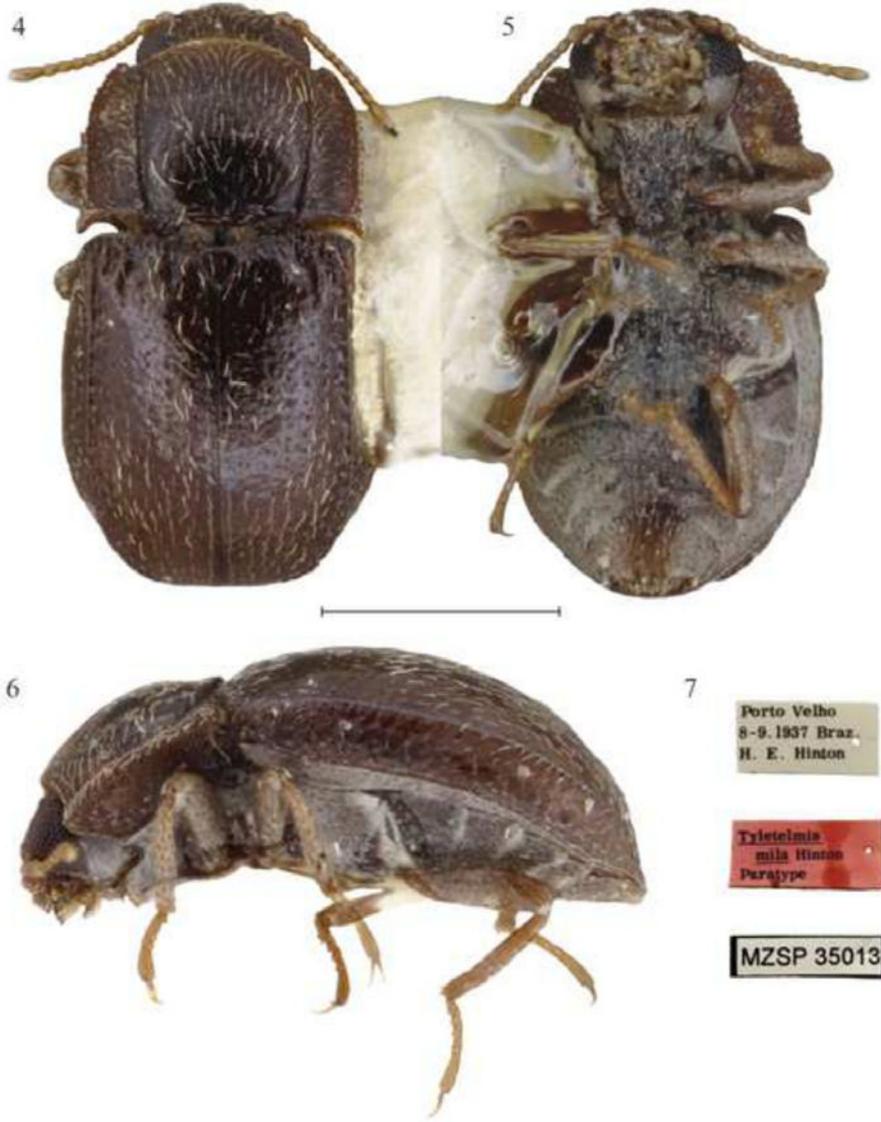
- 1268  
1  
2 1269 **Figs. 14–16.** *Tyletelmis buriti* **sp. nov.**, habitus, male, holotype. (14) dorsal view, LC  
3  
4  
5 1270 indicates the position of the oblique lateral carina on the pronotum; (15) ventral view; (16)  
6  
7 1271 lateral view. Scale bars = 0.5 mm.  
8  
9  
10 1272  
11  
12 1273 **Figs. 17–19.** *Tyletelmis tucuman* **sp. nov.**, habitus, male, holotype. (17) dorsal view; (18)  
13  
14 1274 ventral view; (19) lateral view. Scale bars = 0.5 mm.  
15  
16  
17 1275  
18  
19 1276 **Figs. 20–24.** Labrum, dorsal view. (20) *Tyletelmis mila*; (21) *T. assai* **sp. nov.**; (22) *T.*  
20  
21  
22 1277 *pupunha* **sp. nov.**; (23) *T. buriti* **sp. nov.**; (24) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale bars = 0.1 mm.  
23  
24 1278  
25  
26  
27 1279 **Figs. 25–29.** Left mandible, dorsal view. (25) *Tyletelmis mila*; (26) *T. assai* **sp. nov.**; (27) *T.*  
28  
29 1280 *pupunha* **sp. nov.**; (28) *T. buriti* **sp. nov.**; (29) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale bars = 0.1 mm.  
30  
31 1281  
32  
33  
34 1282 **Figs. 30–34.** Right maxilla, dorsal view. (30) *Tyletelmis mila*; (31) *T. assai* **sp. nov.**; (32) *T.*  
35  
36 1283 *pupunha* **sp. nov.**; (33) *T. buriti* **sp. nov.**; (34) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale bars = 0.1 mm.  
37  
38  
39 1284  
40  
41 1285 **Figs. 35–39.** Labium, dorsal view. (35) *Tyletelmis mila*; (36) *T. assai* **sp. nov.**; (37) *T.*  
42  
43  
44 1286 *pupunha* **sp. nov.**; (38) *T. buriti* **sp. nov.**; (39) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale bars = 0.1 mm.  
45  
46 1287  
47  
48  
49 1288 **Figs. 40–44.** Prosternum. (40) *Tyletelmis mila*; (41) *T. assai* **sp. nov.**; (42) *T. pupunha* **sp.**  
50  
51 1289 **nov.**; (43) *T. buriti* **sp. nov.**; (44) *T. tucuman* **sp. nov.**. Shaded areas represent belt of plastron.  
52  
53 1290 Scale bars = 0.1 mm.  
54  
55  
56 1291  
57  
58  
59  
60  
61  
62  
63  
64  
65

- 1292 **Figs. 45–47.** Schematic illustration of elytral apex shape. (45) Semicircular apex; (46) obtuse  
 1  
 2 1293 apex; (47) acuminate apex.  
 3  
 4  
 5 1294  
 6  
 7 1295 **Figs. 48–52.** Abdominal tergite VIII, male, dorsal view. (48) *Tyletelmis mila*; (49) *T. assai* **sp.**  
 8  
 9 1296 **nov.**; (50) *T. pupunha* **sp. nov.**; (51) *T. buriti* **sp. nov.**; (52) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale bars =  
 10  
 11 0.1 mm.  
 12 1297  
 13  
 14 1298  
 15  
 16  
 17 1299 **Figs. 53–57.** Abdominal sternite VIII, male, ventral view. (53) *Tyletelmis mila*; (54) *T. assai*  
 18  
 19 1300 **sp. nov.**; (55) *T. pupunha* **sp. nov.**; (56) *T. buriti* **sp. nov.**; (57) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale  
 20  
 21 bars = 0.1 mm.  
 22 1301  
 23  
 24 1302  
 25  
 26  
 27 1303 **Figs. 58–62.** Abdominal segment IX, male, ventral view. (58) *Tyletelmis mila*; (59) *T. assai*  
 28  
 29 1304 **sp. nov.**; (60) *T. pupunha* **sp. nov.**; (61) *T. buriti* **sp. nov.**; (62) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale  
 30  
 31 bars = 0.1 mm.  
 32 1305  
 33  
 34 1306  
 35  
 36 1307 **Figs. 63–72.** Aedeagus. *Tyletelmis mila* (63) dorsal view, (64) ventral view; *T. assai* **sp. nov.**  
 37  
 38 1308 (65) dorsal view, (66) ventral view; *T. pupunha* **sp. nov.** (67) dorsal view, (68) ventral view;  
 39  
 40 1309 *T. buriti* **sp. nov.** (69) dorsal view, (70) ventral view; *T. tucuman* **sp. nov.** (71) dorsal view,  
 41  
 42 (72) ventral view. Scale bars = 0.05 mm.  
 43 1310  
 44  
 45  
 46 1311  
 47  
 48 1312 **Figs. 73–77.** Abdominal tergite VIII, female, dorsal view. (73) *Tyletelmis mila*; (74) *T. assai*  
 49  
 50 1313 **sp. nov.**; (75) *T. pupunha* **sp. nov.**; (76) *T. buriti* **sp. nov.**; (77) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale  
 51  
 52 bars = 0.1 mm.  
 53 1314  
 54  
 55  
 56 1315  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61  
 62  
 63  
 64  
 65

- 1316 **Figs. 78–82.** Abdominal sternite VIII, female, ventral view. (78) *Tyletelmis mila*; (79) *T. assai*  
 1  
 2 1317 **sp. nov.**; (80) *T. pupunha* **sp. nov.**; (81) *T. buriti* **sp. nov.**; (82) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale  
 3  
 4  
 5 1318 bars = 0.1 mm.  
 6  
 7 1319  
 8  
 9  
 10 1320 **Figs. 83–87.** Ovipositor, dorsal view. (83) *Tyletelmis mila*; (84) *T. assai* **sp. nov.**; (85) *T.*  
 11  
 12 1321 *pupunha* **sp. nov.**; (86) *T. buriti* **sp. nov.**; (87) *T. tucuman* **sp. nov.**. Scale bars = 0.1 mm.  
 13  
 14 1322  
 15  
 16  
 17 1323 **Fig. 88.** Map showing the known distribution of the genus *Tyletelmis* Hinton, 1972. Circles  
 18  
 19 1324 indicate approximate locations of species records and numbers indicate municipalities as  
 20  
 21  
 22 1325 follows: 1 Porto Velho, Rondônia State; 2 Iranduba, Amazonas State; 3 Manaus, Amazonas  
 23  
 24 1326 State; 4 Presidente Figueiredo, Amazonas State; 5 Paranaíta, Mato Grosso State; 6 Saint-  
 25  
 26 1327 Laurent, Saint-Laurent-du-Maroni Department; 7 Serra do Navio, Amapá State; 8 Palmas,  
 27  
 28  
 29 1328 Tocantins State; 9 Belém, Pará State; 10 Paragominas, Pará State. The letter “T” indicates  
 30  
 31 1329 original type localities for *T. mila* Hinton, and “G” indicates approximate locations of genus-  
 32  
 33  
 34 1330 level reports for *Tyletelmis* in the literature.  
 35  
 36 1331  
 37  
 38  
 39 1332 **Fig. 89.** Cladogram based on morphological characters showing phylogenetic relationships of  
 40  
 41 1333 *Tyletelmis* Hinton, 1972 species. Unambiguous apomorphies are signed on branches as black  
 42  
 43  
 44 1334 squares (non-homoplasious changes) and white squares (homoplasious changes). Bremer  
 45  
 46 1335 support values (above) and Bootstrap values over 50% (below) are indicated on the nodes.  
 47  
 48  
 49  
 50  
 51  
 52  
 53  
 54  
 55  
 56  
 57  
 58  
 59  
 60  
 61

Figures 4-7

[Click here to access/download;Figure;Figs4-7.jpg](#)

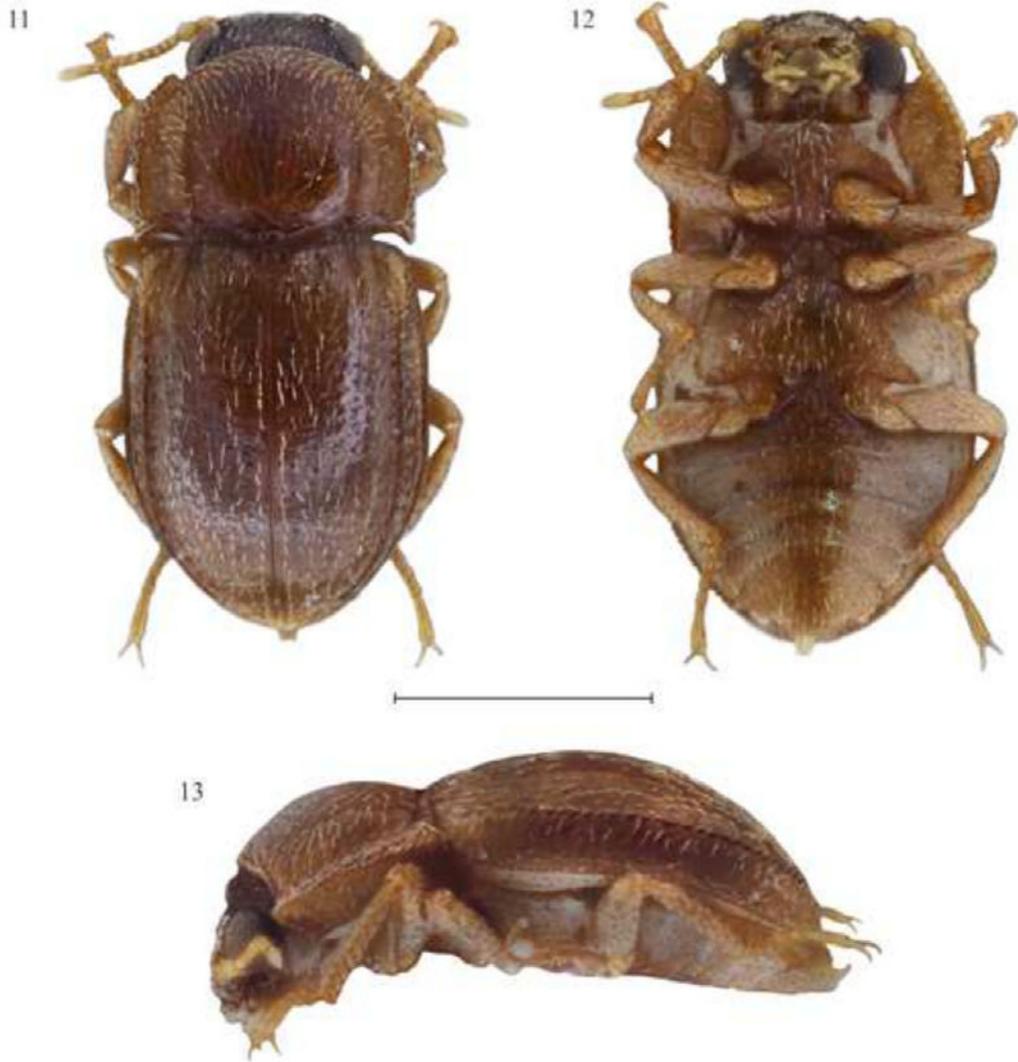


Figures 8-10

[Click here to access/download;Figure;Figs8-10.jpg](#)

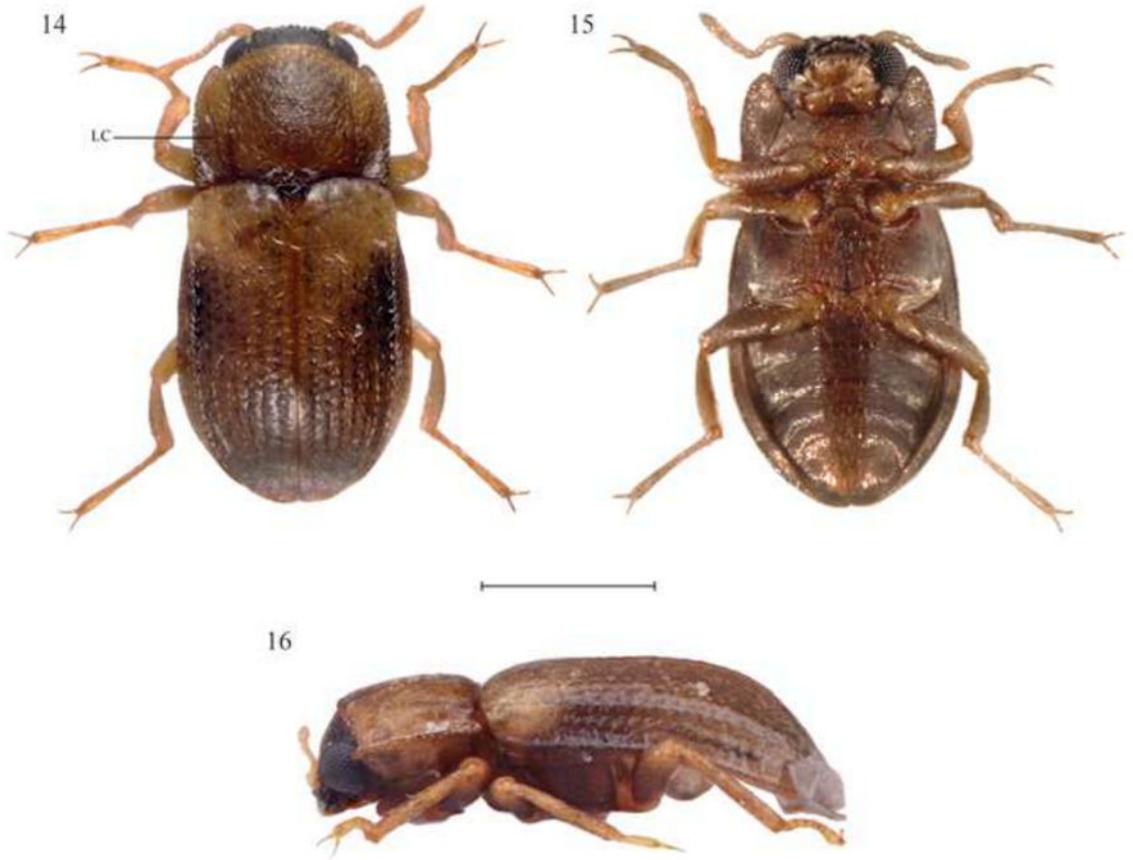
Figures 11-13

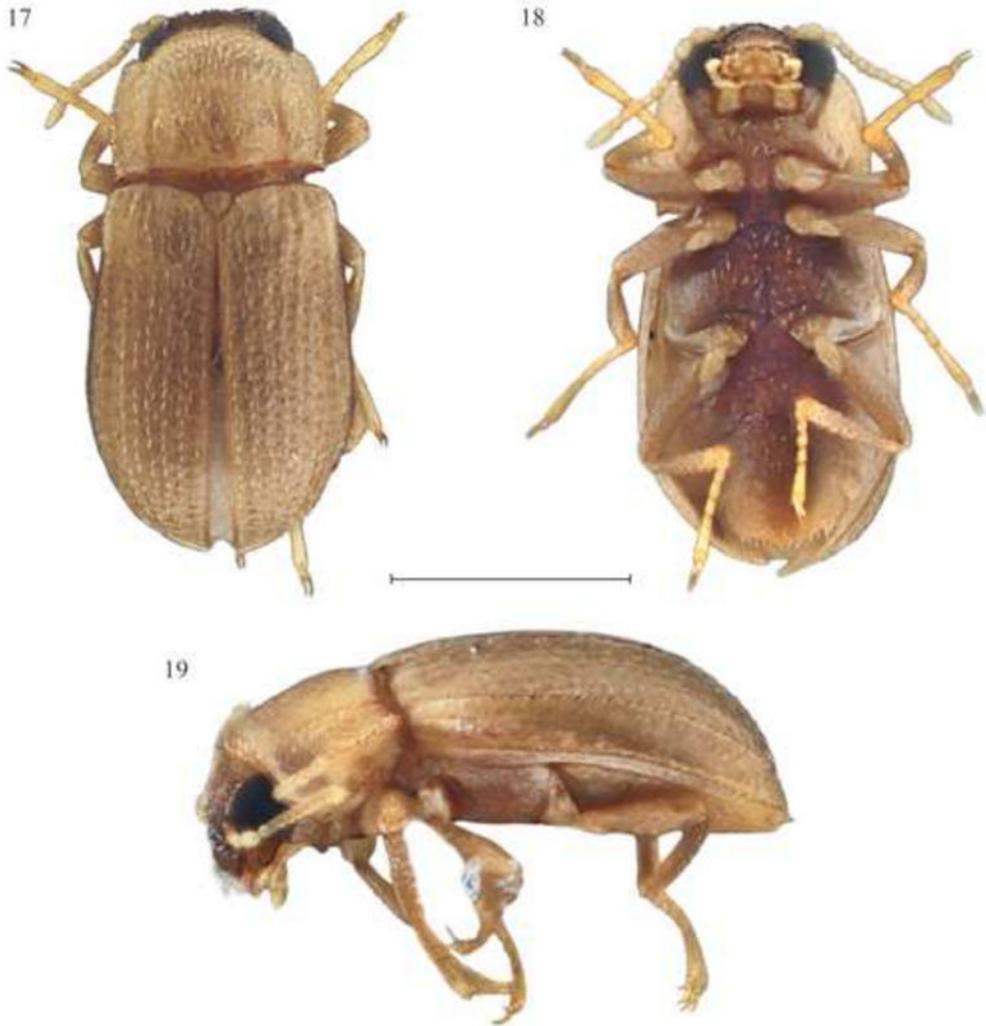
[Click here to access/download;Figure;Figs11-13.](#)

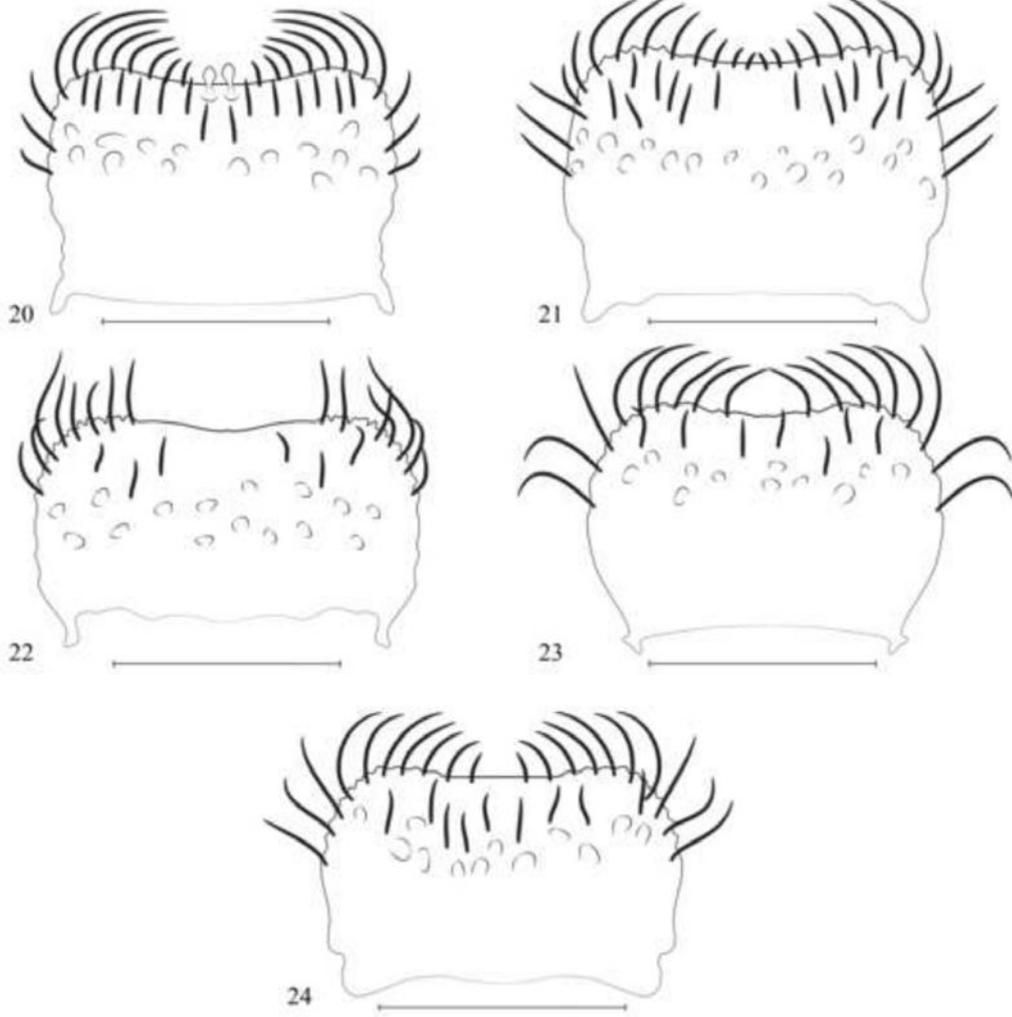


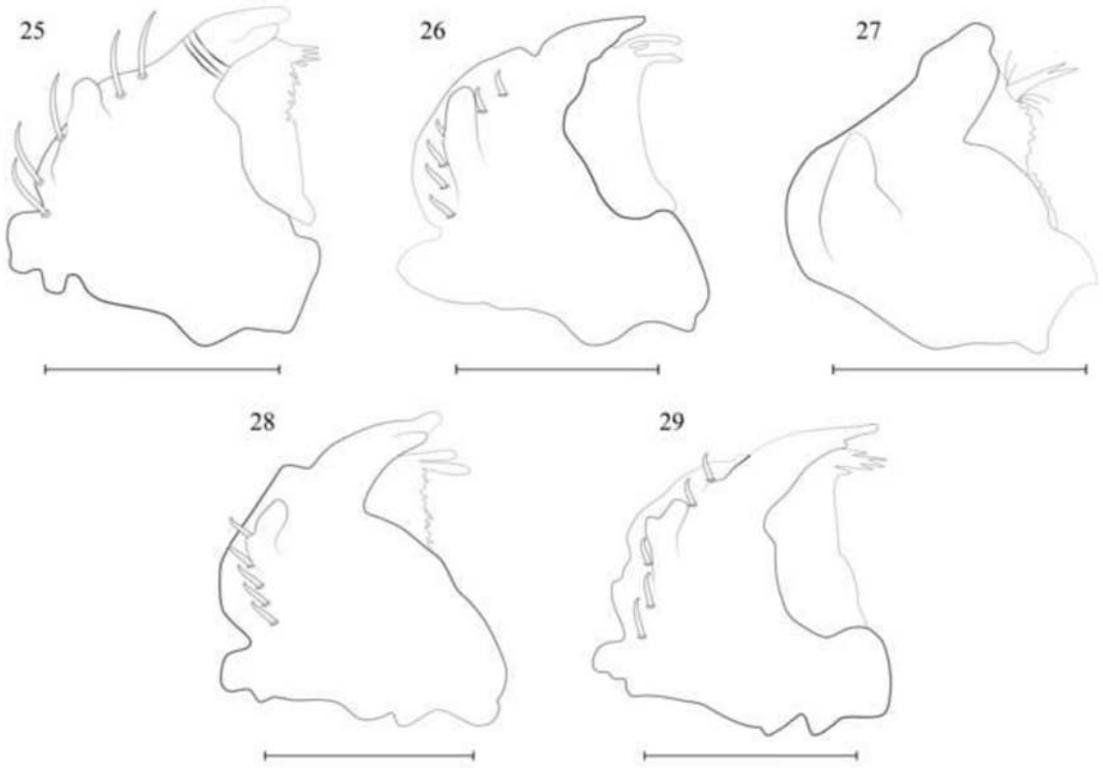
Figures 14 - 16

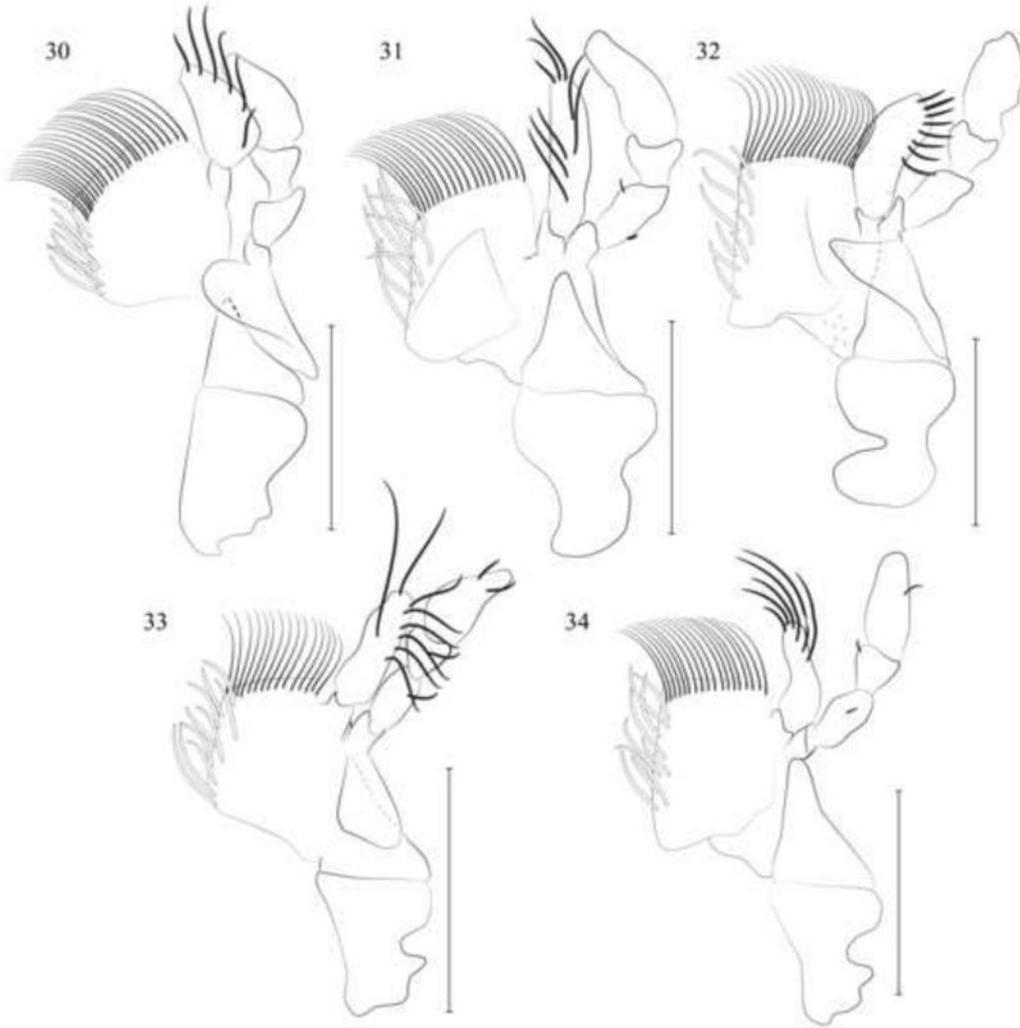
[Click here to access/download;Figure;Figs14-16.jpg](#)

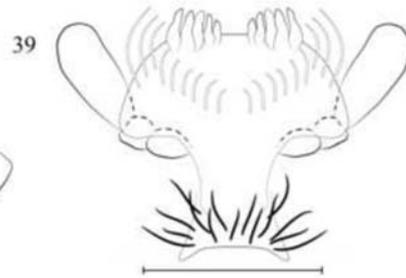
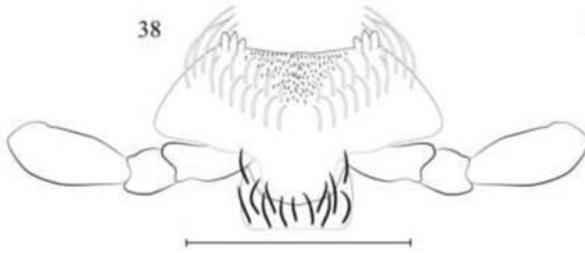
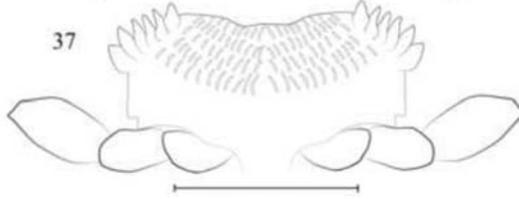
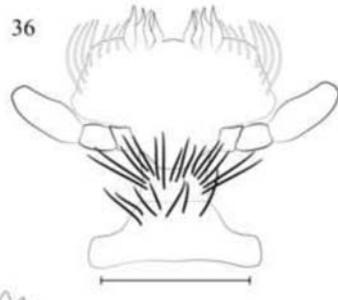
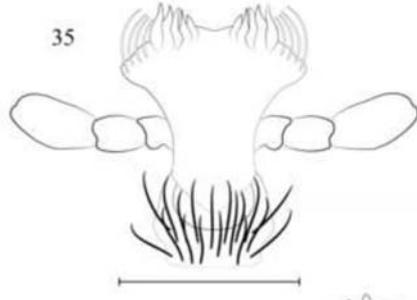


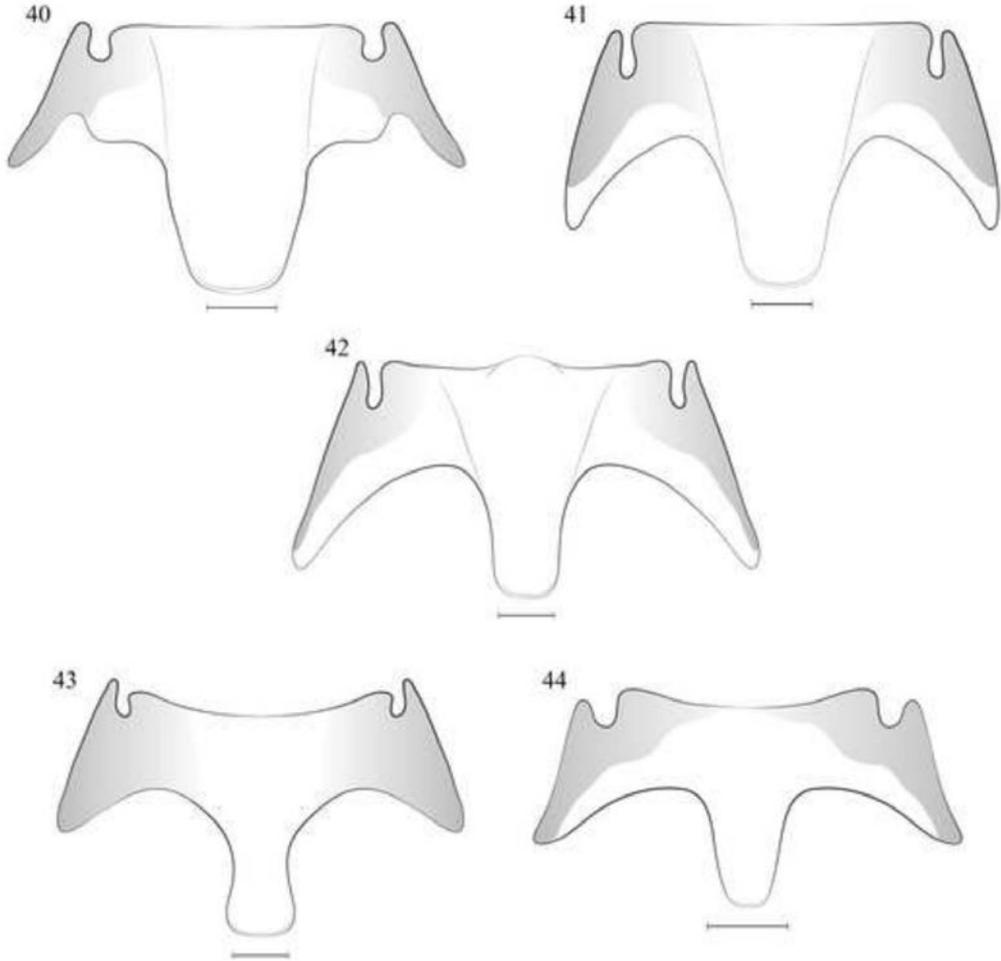


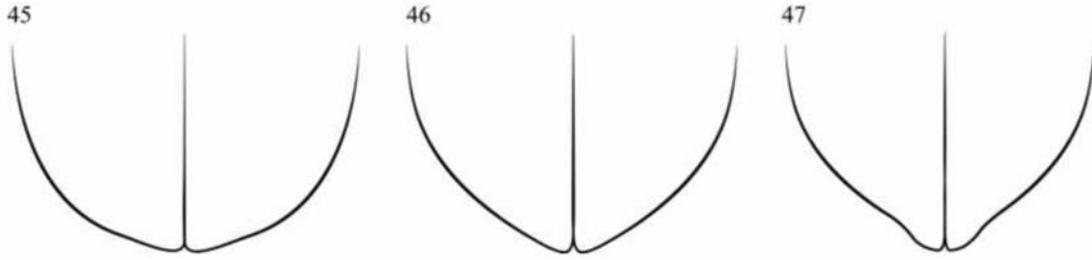


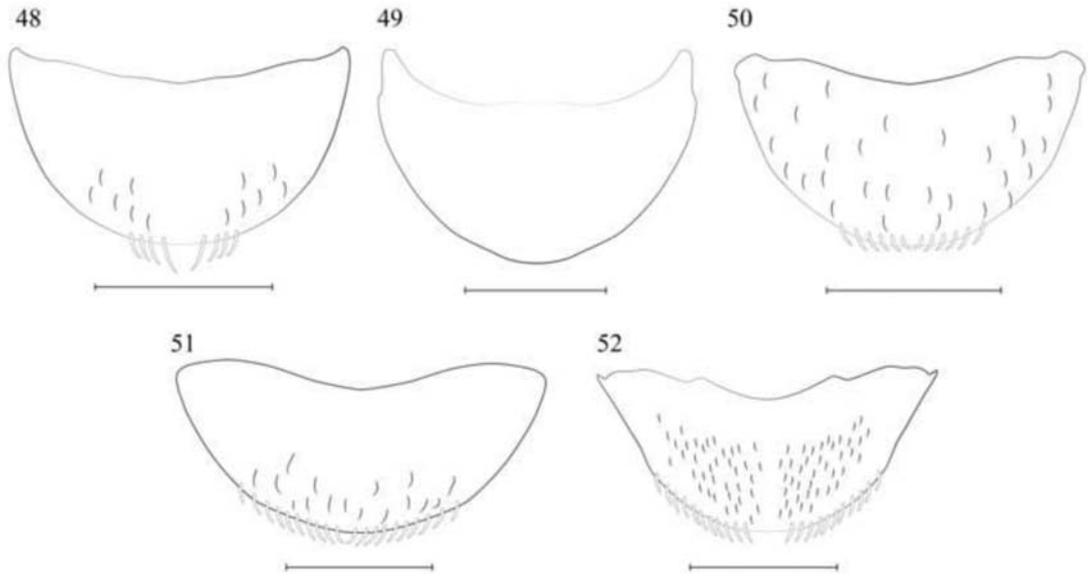


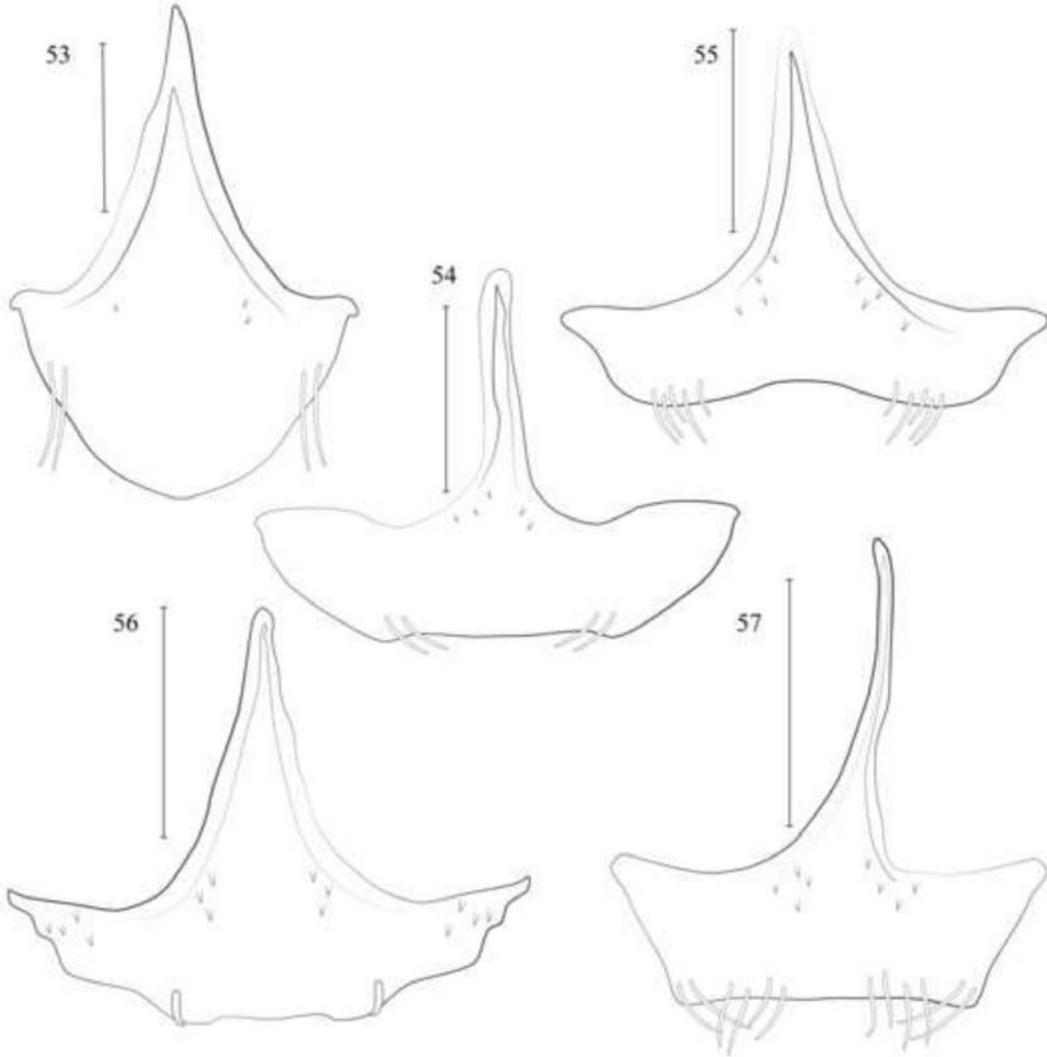


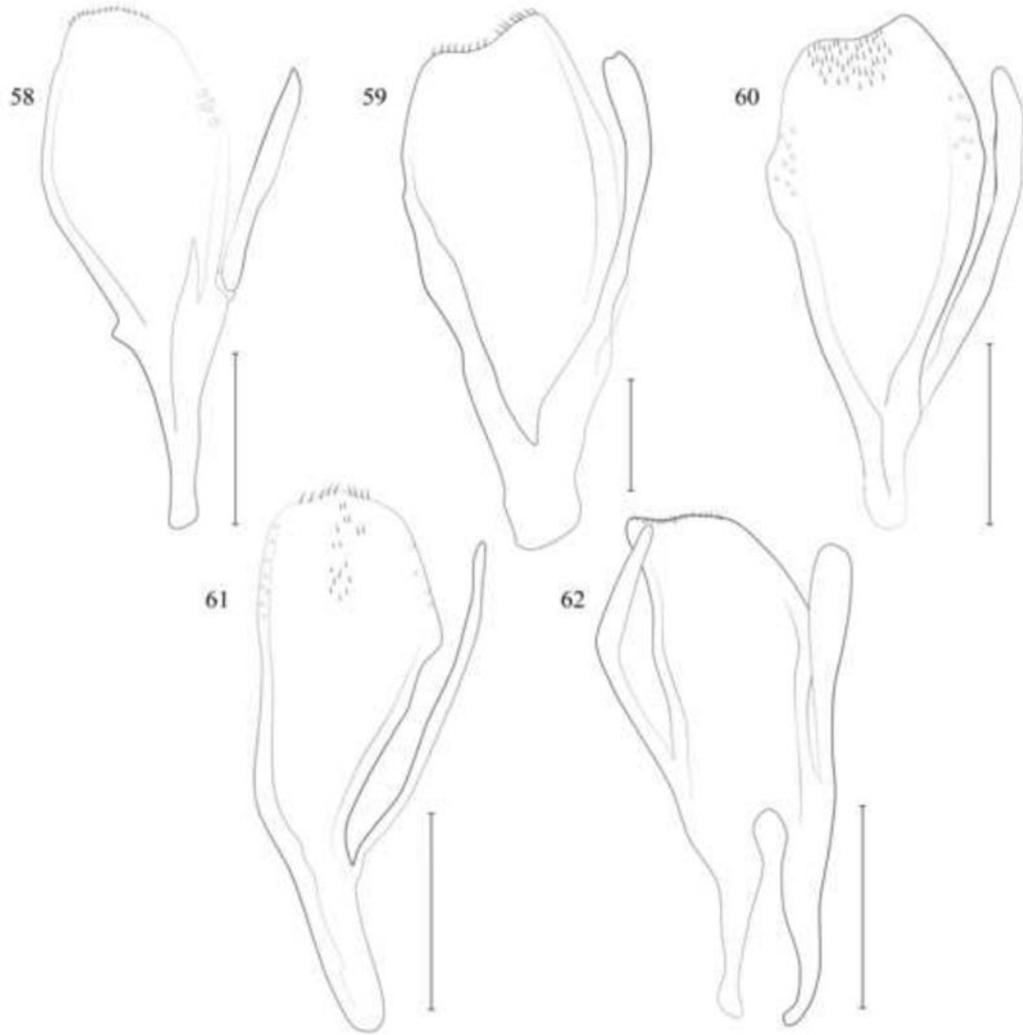


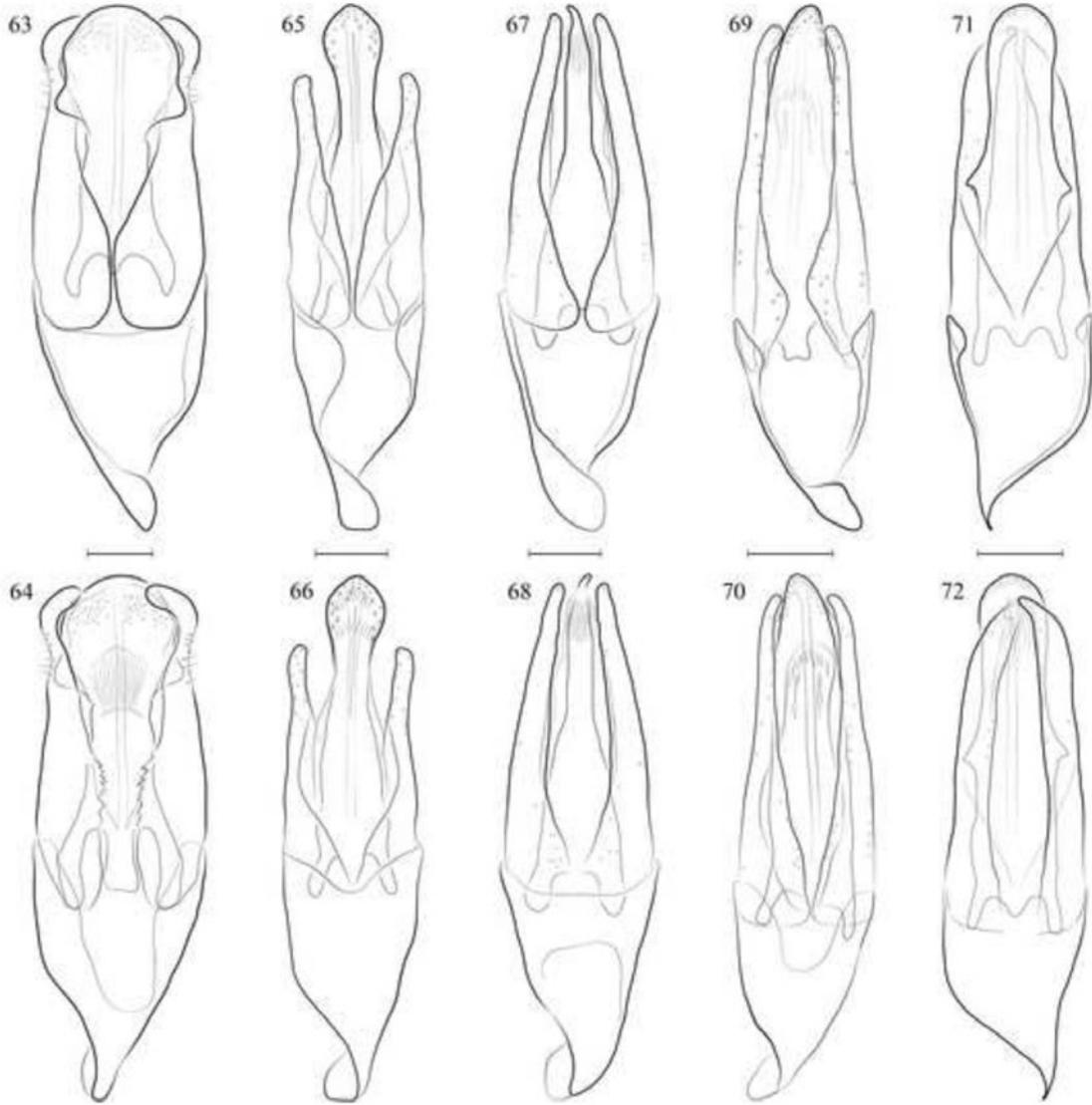


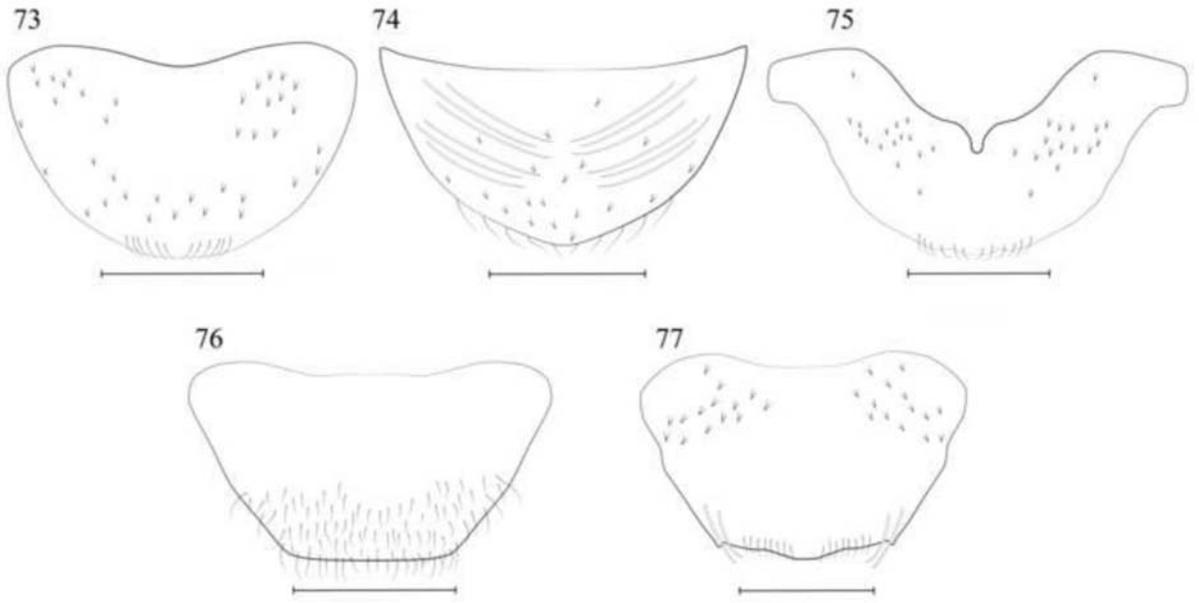


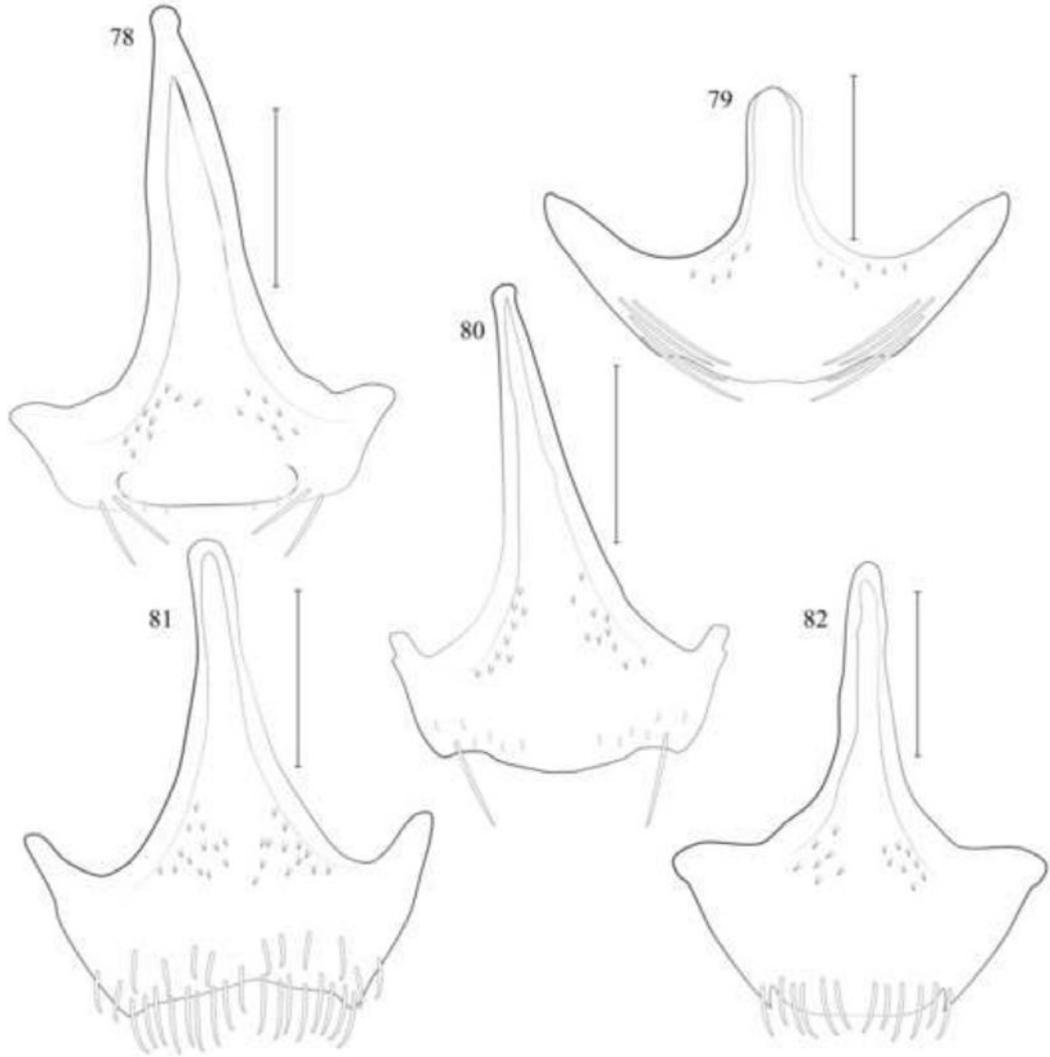












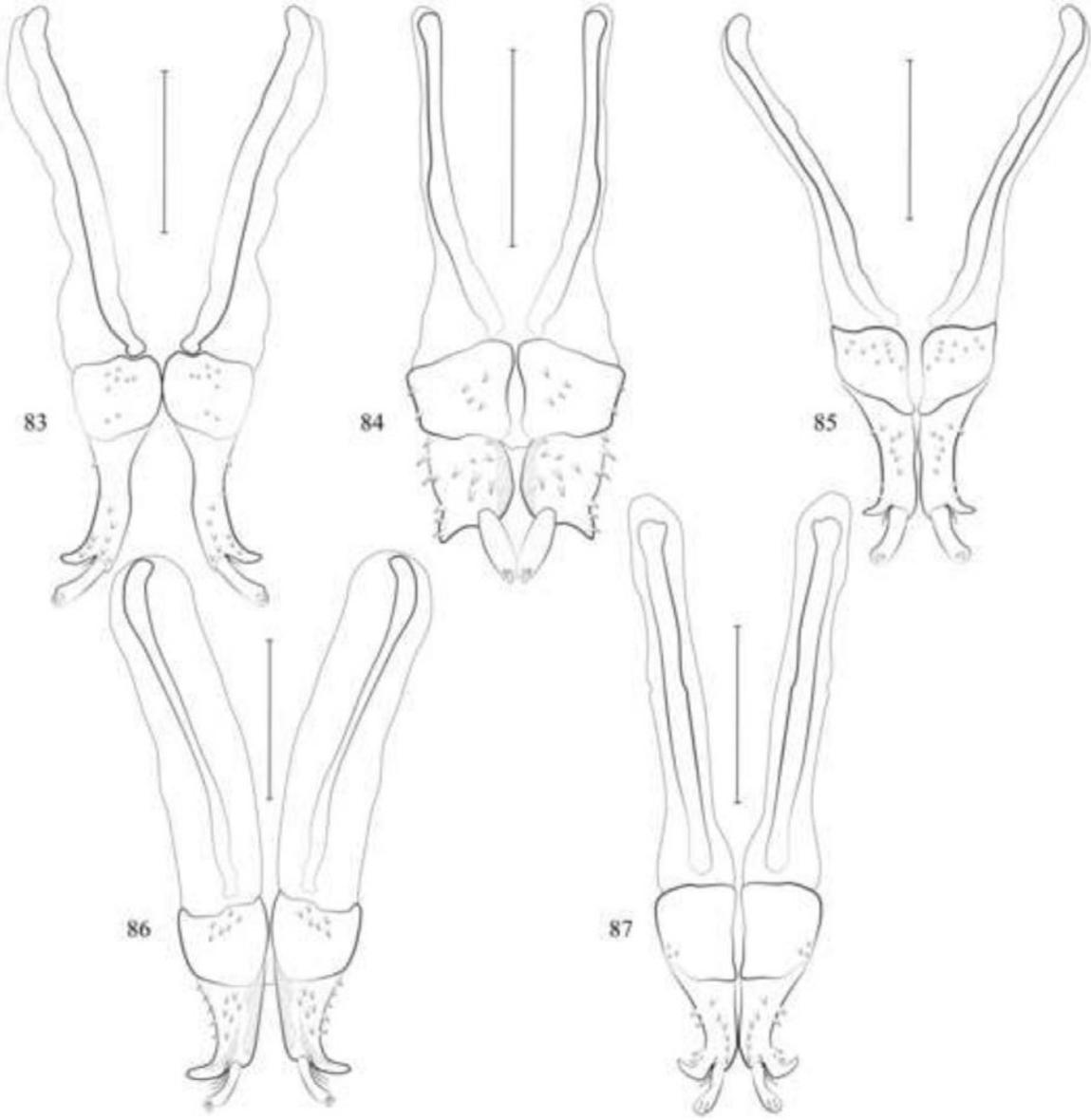


Figure 88

[Click here to access/download;Figure;Fig88.jpg](#)

