



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO SUL DA BAHIA
CENTRO DE FORMAÇÃO EM CIÊNCIAS AGROFLORESTAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOSISTEMAS
DOUTORADO/MESTRADO EM BIOSISTEMAS**

RODRIGO EDUARDO ESPINOSA BARRERA

**DIVERSIDADE E ECOLOGIA DE CRUSTÁCEOS DECÁPODES DA AMAZÔNIA
EQUATORIANA E SUA UTILIZAÇÃO COMO BIOINDICADORES PARA AVALIAÇÃO DA
CONTAMINAÇÃO AMBIENTAL**

**ITABUNA-BA
2024**

RODRIGO EDUARDO ESPINOSA BARRERA

**DIVERSIDADE E ECOLOGIA DE CRUSTÁCEOS DECÁPODES DA AMAZÔNIA
EQUATORIANA E SUA UTILIZAÇÃO COMO BIOINDICADORES PARA AVALIAÇÃO DA
CONTAMINAÇÃO AMBIENTAL**

Tese submetida ao Programa de Pós-Graduação
em Biosistemas da Universidade Federal do Sul
da Bahia, com vistas à obtenção do título de
doutor(a) em Biosistemas.

Orientador(a): Fabrício Lopes de
Carvalho (Universidade Federal do Sul
da Bahia)

Coorientador(a): Mariana Velloso
Capparelli (Universidad Nacional
Autónoma de México)

**ITABUNA-BA
2024**

**Catálogo na Publicação (CIP)
Universidade Federal do Sul da Bahia (UFSB)
Sistema de Bibliotecas (SIBI)**

B272d Barrera, Rodrigo Eduardo Espinosa, 1980-

Diversidade e ecologia de crustáceos decápodes da amazônia equatoriana e sua utilização como bioindicadores para avaliação da contaminação ambiental / Rodrigo Eduardo Espinosa Barrera. – Itabuna: UFSB, 2024.
238f.

Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Sul da Bahia, Campus Jorge Amado, Centro de Formação em Ciências Agroflorestais, Programa de Pós-Graduação em Biosistemas, 2025.

Orientador: Prof. Dr. Fabrício Lopes de Carvalho.

Coorientadora: Profa. Dra. Mariana Velloso Capparelli.

1. Decápodes (Crustáceos). 2. Indicadores biológicos. 3. Toxicologia ambiental. I. Título. II. Carvalho, Fabrício Lopes de. III. Capparelli, Mariana Velloso.

CDD – 595.3

Elaborada por Raquel da Silva Santos – CRB-5ª Região/ 1922

RODRIGO EDUARDO ESPINOSA BARRERA

**DIVERSIDADE E ECOLOGIA DE CRUSTÁCEOS DECÁPODES DA AMAZÔNIA
EQUATORIANA E SUA UTILIZAÇÃO COMO BIOINDICADORES PARA AVALIAÇÃO DA
CONTAMINAÇÃO AMBIENTAL**

Tese submetida ao Programa de Pós-Graduação em
Biossistemas da Universidade Federal do Sul da Bahia, com
vistas à obtenção do título de doutor(a) em Biossistemas.

Orientador(a): Prof. Dr. Fabrício Lopes de Carvalho
Coorientador(a): Profa. Dra. Mariana Velloso Capparelli

Este trabalho foi submetido à avaliação e julgado aprovado em: 09/12/2024.

BANCA EXAMINADOR

Documento assinado digitalmente
gov.br NADSON RESSYE SIMÕES DA SILVA
Data: 20/06/2025 22:16:38-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Nadson Ressye Simões da Silva (Examinador Interno ao programa)
Universidade Federal do Sul da Bahia - UFSB

Documento assinado digitalmente
gov.br FERNANDO LUIS MEDINA MANTELATTO
Data: 22/06/2025 17:01:09-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Fernando Luis Medina Mantelatto (Examinador Externo ao programa)
Universidade de São Paulo - USP

Documento assinado digitalmente
gov.br ROGERIO CAETANO DA COSTA
Data: 24/06/2025 17:10:04-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Rogerio Caetano da Costa (Examinador Externo ao programa)
Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho"

Documento assinado digitalmente
gov.br PALOMA KACHEL GUSO CHOUERI
Data: 25/06/2025 14:32:03-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Profª. Dra. Paloma Kachel Gusso-Choueri (Examinadora Externa a
Laboratório de Ecotoxicologia – UNISANTA

Documento assinado digitalmente
gov.br GIULIANO BUZA JACOBUCCI
Data: 25/06/2025 16:59:03-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Giuliano Buzá Jacobucci (Examinador Externo ao programa)
Universidade Federal de Uberlândia

ORIENTADOR(A)

Documento assinado digitalmente
gov.br FABRICIO LOPES DE CARVALHO
Data: 27/06/2025 10:34:23-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Fabrício Lopes de Carvalho
Universidade Federal do Sul da Bahia – UFSB

**ITABUNA-BA
2024**

Dedico este trabalho à minha família, meus pais, minhas irmãs, minhas sobrinhas e sobrinhos e a todos os meus entes queridos que sempre me apoiaram e confiaram em mim.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer à Universidade Federal do Sul da Bahia (UFSB) pela aceitação e por todo o apoio que me deram durante todo esse período do Programa de Pós-Graduação em Biosistemas.

Meu mais profundo agradecimento aos meus tutores, Fabrício e Mariana, cuja orientação e sabedoria foram fundamentais em cada etapa deste projeto. Sua presença constante, incentivo nos momentos mais desafiadores e, acima de tudo, a paciência demonstrada foram pilares essenciais para a conclusão desta tese.

Expresso minha sincera gratidão à Universidad Regional Amazónica Ikiam, que me proporcionou a oportunidade de continuar trabalhando e colaborando com essa instituição durante meus estudos de doutorado. O apoio em infraestrutura laboratorial, materiais e mobilização foi de vital importância para o desenvolvimento desta pesquisa.

Esta tese não teria sido possível sem o financiamento e suporte de diversos projetos de investigação. Agradeço ao projeto "BEE-025-2023: Contaminantes y su efecto en los ecosistemas acuáticos de la Zona de Amortiguamiento de la Reserva Colonso-Chalupas: identificación, evaluación y concientización" e ao projeto "BEE-024-2023: Primera estación de mesocosmos acuáticos en la región Amazónica para la evaluación del riesgo de los contaminantes y el cambio climático: de la investigación a la gestión de los recursos hídricos" do Grupo de Investigación de Biogeografía y Ecología Espacial da Universidad Regional Amazónica Ikiam.

Agradeço também ao projeto "ECG-014-2022: Diversidad acuática de macroinvertebrados de la reserva Narupa y su contexto ecológico, incluyendo calidad del agua" do Grupo de Investigación de Ecosistemas Tropicales y Cambio Global, e ao projeto "GIR-002-2020: Creación e implementación de la Unidad de Ecotoxicología y Monitoreo Ambiental de Ikiam" do Grupo de Investigación de Gestión Integrada de Recursos Hídricos y Acuáticos de Ikiam.

Agradeço também ao Ministerio de Ambiente, Agua y Transición Ecológica del Ecuador (MAATE) pela aprovação do permissão para a coleta dos espécimes com o número MAAE-ARSFC-2021-1890 e pelos acessos aos recursos genéticos MAATE-DBI-CM-2021-0177, fundamentais para a realização desta pesquisa.

Um agradecimento especial a cada um dos colegas, alunos e pesquisadores que me apoiaram em diversas fases do meu estudo. Suas contribuições, sugestões e palavras de ânimo foram essenciais para superar os desafios encontrados ao longo deste caminho acadêmico.

A todos vocês, minha eterna gratidão.

“Ninguém nasce ambientalista. É apenas seu caminho, sua vida e suas viagens que o despertam” -
Yann Arthus-Bertrand.

ESPINOSA BARRERA, Rodrigo Eduardo. **Diversidade e ecologia de crustáceos decápodes da amazônia equatoriana e sua utilização como bioindicadores para avaliação da contaminação ambiental.** Orientador: Fabrício Lopes de Carvalho. Coorientadora: Mariana Capparelli. 2024. Tese (Doutorado em Biosistemas) - Universidade Federal do Sul da Bahia, Itabuna, 2024.

RESUMO

Esta tese, vinculada à linha de pesquisa "Funcionamento e sustentabilidade de biosistemas", investigou a diversidade, ecologia e vulnerabilidade dos crustáceos decápodes de água doce na bacia superior do Rio Napo, Equador. Através de análises moleculares, estudos ecológicos e experimentos em mesocosmos, o trabalho revela padrões complexos de diversidade críptica, distribuição e sensibilidade a estressores ambientais. O primeiro capítulo identifica seis linhagens evolutivas distintas usando marcadores mitocondriais, sugerindo a presença de espécies potencialmente novas. O segundo capítulo examina a ecologia e distribuição desses organismos, revelando a dominância da família Palaemonidae (89,7%) e identificando a altitude como a variável ambiental mais significativa na estruturação das comunidades. O terceiro capítulo avalia os efeitos do pesticida imidacloprid em *Macrobrachium* aff. *brasiliense*, demonstrando alta sensibilidade (LC50: $0,0148 \pm 0,017 \mu\text{g/L}$) após 28 dias de exposição. Alterações significativas no comportamento e tolerância térmica máxima foram observadas mesmo em concentrações subletais, com a frequência de cruzamento emergindo como o parâmetro mais sensível (EC50: $0,0014 \pm 0,0014 \mu\text{g/L}$). A rápida dissipação do Imidacloprid em condições tropicais (DT50 = $4,0 \pm 1,9$ dias) e suas interações com variáveis ambientais ressaltam a necessidade de considerar as particularidades dos ecossistemas amazônicos na avaliação de risco e regulamentação de pesticidas. Esta tese fornece conhecimentos valiosos sobre a biodiversidade e vulnerabilidade dos crustáceos decápodes na Amazônia equatoriana, enfatizando a importância de estratégias de conservação que considerem sua complexidade evolutiva e sensibilidade ecológica.

Palavras-chave: crustáceos decápodes; diversidade críptica; filogenia molecular; ecotoxicologia aquática; bioindicadores.

ESPINOSA BARRERA, Rodrigo Eduardo. **Diversity and ecology of decapod crustaceans from the Ecuadorian Amazon and their use as bioindicators for environmental contamination assessment.**

Advisor: Fabrício Lopes de Carvalho. Co-advisor: Mariana Capparelli. 2024. Thesis (Doctorate in Biosystems) - Federal University of Southern Bahia, Itabuna, 2024.

ABSTRACT

This thesis, linked to the research line "Functioning and sustainability of biosystems", investigated the diversity, ecology, and vulnerability of freshwater decapod crustaceans in the upper Napo River basin, Ecuador. Through molecular analyses, ecological studies, and mesocosm experiments, the work reveals complex patterns of cryptic diversity, distribution, and sensitivity to environmental stressors. The first chapter identifies six distinct evolutionary lineages using mitochondrial markers, suggesting the presence of potentially new species. The second chapter examines the ecology and distribution of these organisms, revealing the dominance of the Palaemonidae family (89.7%) and identifying altitude as the most significant environmental variable in structuring communities. The third chapter evaluates the effects of the pesticide Imidacloprid on *Macrobrachium* aff. *brasiliense*, demonstrating high sensitivity (LC50: $0.0148 \pm 0.017 \mu\text{g/L}$) after 28 days of exposure. Significant alterations in behavior and maximum thermal tolerance were observed even at sublethal concentrations, with crossing frequency emerging as the most sensitive parameter (EC50: $0.0014 \pm 0.0014 \mu\text{g/L}$). The rapid dissipation of imidacloprid under tropical conditions (DT50 = 4.0 ± 1.9 days) and its interactions with environmental variables highlight the need to consider the particularities of Amazonian ecosystems in risk assessment and pesticide regulation. This thesis provides valuable insights into the biodiversity and vulnerability of decapod crustaceans in the Ecuadorian Amazon, emphasizing the importance of conservation strategies that consider their evolutionary complexity and ecological sensitivity.

Keywords: decapod crustaceans; cryptic diversity; molecular phylogeny; aquatic ecotoxicology; bioindicators.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1.1 DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DAS LOCALIDADES DE AMOSTRAGEM NA BACIA SUPERIOR DO RIO NAPO, NORDESTE DO EQUADOR.....	29
FIGURA 2.1 ÁRVORE FILOGENÉTICA DE CAMARÕES DE ÁGUA DOCE <i>MACROBRACHIUM</i> SPP. BASEADAS NO TESTE BAYES APROXIMADO UTILIZANDO O SERVIDOR WEB IQTREE.....	42
FIGURA 3.1 ÁRVORE FILOGENÉTICA DE CARANGUEJOS DE ÁGUA DOCE DA FAMÍLIA TRICHODACTYLIDAE BASEADA NO TESTE DE BAYES APROXIMADO UTILIZANDO O SERVIDOR WEB IQTREE. AS CORES REPRESENTAM A FORMAÇÃO DE CLADOS COM BASE NO VALOR DE SUPORTE (SH-ALRT/APROXIMAÇÃO DE BAYES).....	45
FIGURA 4.1 ÁRVORE FILOGENÉTICA DE CARANGUEJOS DE ÁGUA DOCE DA FAMÍLIA PSEUDOTHELPHUSIDAE BASEADA NO TESTE DE BAYES APROXIMADO UTILIZANDO O SERVIDOR WEB IQTREE.....	48
FIGURA 1.2 ÁREA DE ESTUDO. A) 38 LOCAIS DE AMOSTRAGEM LOCALIZADAS NA BACIA SUPERIOR DO RIO NAPO, ENTRE 300 E 1.200 M ACIMA DO NÍVEL DO MAR. B) COBERTURA DO USO DA TERRA OBTIDA DO DYNAMIC WORLD (10 M) (BROWN ET AL., 2022).....	115
FIGURA 2.2 VARIAÇÃO SAZONAL DE PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS EM FUNÇÃO DA PRESSÃO ANTRÓPICA EM RIACHOS DA BACIA DO RÍO NAPO.....	122
FIGURA 3.2 DISTRIBUIÇÃO DE TAMANHOS DE CRUSTÁCEOS DECÁPODES POR ESPÉCIE, SEXO E ESTAÇÃO..	128
FIGURA 4.2 DISTRIBUIÇÃO DE TAMANHOS DA CARAPAÇA ENTRE SEXOS E ESTAÇÕES DE TRÊS ESPÉCIES DE CRUSTÁCEOS DECÁPODES NOS RIACHOS DA BACIA DO RIO NAPO.....	131
FIGURA 5.2 ANÁLISE DE CORRESPONDÊNCIA CANÔNICA (CCA) DA DISTRIBUIÇÃO DE CRUSTÁCEOS DECÁPODES EM RELAÇÃO A VARIÁVEIS AMBIENTAIS E A ESTAÇÃO NOS RIACHOS DA BACIA DO RIO NAPO.....	133
FIGURA 1.3 MODELO DO DESENHO EXPERIMENTAL. A) LOCALIZAÇÃO ALEATÓRIA DOS TRATAMENTOS E B) FOTOGRAFIA DA LOCALIZAÇÃO GERAL DOS TANQUES.....	165
FIGURA 2.3 VARIAÇÃO TEMPORAL DOS PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DA ÁGUA NOS MESOCOSMOS EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID (0, 0,01, 0,1, 1 E 10 MG/L) DURANTE 28 DIAS DE EXPERIMENTO.....	172
FIGURA 3.3 VARIAÇÃO TEMPORAL DAS CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID NOS MESOCOSMOS DURANTE O PERÍODO EXPERIMENTAL DE 28 DIAS. OS PONTOS REPRESENTAM AS CONCENTRAÇÕES MEDIDAS ANTES E APÓS AS APLICAÇÕES SEMANAIS DO PESTICIDA NAS CONCENTRAÇÕES NOMINAIS DE 0,01, 0,1, 1 E 10 MG/L.....	173
FIGURA 4.3 EFEITOS DO IMIDACLOPRID NA SOBREVIVÊNCIA DE <i>MACROBRACHIUM</i> AFF. <i>BRASILIENSE</i> DURANTE 28 DIAS DE EXPOSIÇÃO EM MESOCOSMOS.....	175
FIGURA 5.3 VARIAÇÃO NO COMPRIMENTO (A) E MASSA (B) DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID (0, 0,01, 0,1, 1 E 10 MG/L) DURANTE 28 DIAS.....	178
FIGURA 6.3 FATOR DE CONDIÇÃO (FC) DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID (0; 0,01; 0,1; 1; 10 MG/L) DURANTE QUATRO SEMANAS DE EXPERIMENTO.....	180
FIGURA 7.3 RESPOSTAS COMPORTAMENTAIS DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID (0, 0,01, 0,1, 1 E 10 MG/L).....	181
FIGURA 8.3 TOLERÂNCIA TÉRMICA MÁXIMA DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID (0, 0,01, 0,1, 1 E 10 MG/L).....	185

FIGURA 9.3 ANÁLISE DE COMPONENTES PRINCIPAIS (PCA) DOS PARÂMETROS AMBIENTAIS E BIOLÓGICOS EM MESOCOSMOS EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID (0, 0,01, 0,1, 1 E 10 MG/L).

..... 189

LISTA DE TABELAS

TABELA 1.1 SEQUÊNCIAS DE <i>MACROBRACHIUM</i> UTILIZADAS PARA ANÁLISE DAS RELAÇÕES FILOGENÉTICAS DAS ESPÉCIES REGISTRADAS NA BACIA DO NAPO, EQUADOR. <i>PALAEMON ARGENTINUS</i> , <i>P. IVONICUS</i> , <i>P. MERCEDAE</i> E <i>P. NORTHROPI</i> FORAM UTILIZADOS COMO GRUPOS EXTERNOS. NOTA: AS SEQUÊNCIAS DAS ESPÉCIES NÃO COLETADAS NA ÁREA DE ESTUDO NO EQUADOR E DOS GRUPOS EXTERNOS FORAM OBTIDAS DO GENBANK. O PREFIXO M_SP_ INDICA OS ESPÉCIMES DO NOSSO ESTUDO.....	33
TABELA 2.1 ESPÉCIE, LOCALIDADE E NÚMEROS DE ACESSO GENBANK PARA SEQUÊNCIAS 16S E COI DE ESPÉCIES DE TRICHODACTYLIDAE E <i>TEHUANA DIABOLIS</i> (GRUPO EXTERNO). NOTA: AS SEQUÊNCIAS DO GRUPO EXTERNO E DAS ESPÉCIES NÃO OCORRENTES NO EQUADOR FORAM OBTIDAS DO GENBANK. O PREFIXO CM INDICA OS ESPÉCIMES DO NOSSO ESTUDO.....	35
TABELA 3.1 ESPÉCIE, LOCALIDADE E NÚMEROS DE ACESSO GENBANK PARA SEQUÊNCIAS 16S E COI DE ESPÉCIES DE PSEUDOTHELPHUSIDAE E <i>AVOTRICHODACTYLUS CONSTRICTUS</i> (GRUPO EXTERNO). NOTA: AS SEQUÊNCIAS DO GRUPO EXTERNO E DAS ESPÉCIES NÃO OCORRENTES NO EQUADOR FORAM OBTIDAS DO GENBANK. O PREFIXO CM INDICA OS ESPÉCIMES DO NOSSO ESTUDO.....	37
TABELA 4.1 DISTÂNCIAS GENÉTICAS (P NÃO CORRIGIDAS) MÍNIMAS, MÁXIMAS, MÉDIAS E DESVIOS PADRÃO (%) ENTRE ESPÉCIES DOS DOIS LINAJES DE <i>MACROBRACHIUM</i> (LINHAGEM 1 E LINHAGEM 2) E ENTRE CADA LINHAGEM E SEUS GRUPOS IRMÃOS (<i>M. BRASILIENSE</i> E <i>M. VEREDENSIS</i>), BASEADAS NOS MARCADORES 16S E COI.....	40
TABELA 5.1 MODELOS EVOLUTIVOS E ESTATÍSTICAS ASSOCIADAS PARA CADA PARTIÇÃO DO CONJUNTO DE DADOS CONCATENADOS 16S E COI PARA ANÁLISE FILOGENÉTICA DA FAMÍLIA PALAEMONIDAE (DECAPODA).	41
TABELA 6.1 DISTÂNCIAS GENÉTICAS (P NÃO CORRIGIDAS) MÍNIMAS, MÁXIMAS, MÉDIAS E DESVIOS PADRÃO (%) ENTRE ESPÉCIMES DAS DUAS LINHAGENS DE TRICHODACTYLIDAE (LINHAGEM 1 E LINHAGEM 2) E ENTRE CADA LINHAGEM E SUA ESPÉCIE MAIS PRÓXIMA (<i>VALDIVIA SERRATA</i>), BASEADAS NOS MARCADORES 16S E COI. NA (NÃO APLICÁVEL) INDICA AUSÊNCIA DE VALOR DE DESVIO PADRÃO QUANDO HÁ APENAS UMA COMPARAÇÃO POSSÍVEL, OU AUSÊNCIA DE DADOS COMPARÁVEIS ENTRE GRUPOS.....	44
TABELA 7.1 MODELOS EVOLUTIVOS E ESTATÍSTICAS ASSOCIADAS PARA CADA PARTIÇÃO DO CONJUNTO DE DADOS CONCATENADOS 16S E COI PARA ANÁLISE FILOGENÉTICA DA FAMÍLIA TRICHODACTYLIDAE (DECAPODA).	44
TABELA 8.1 DISTÂNCIAS GENÉTICAS (P NÃO CORRIGIDAS) MÍNIMAS, MÁXIMAS, MÉDIAS E DESVIOS PADRÃO (%) ENTRE ESPÉCIMES DAS DUAS LINHAGENS DE PSEUDOTHELPHUSIDAE (LINHAGEM 1 E LINHAGEM 2) E ENTRE CADA LINHAGEM E SUAS ESPÉCIES MAIS PRÓXIMAS (<i>HYPOLOBOCERA BOUVIERI</i> , <i>H. GORGONENSIS</i> E <i>MORITSCHUS HENRICI</i>), BASEADAS NOS MARCADORES 16S E COI. NA (NÃO APLICÁVEL) INDICA AUSÊNCIA DE DESVIO PADRÃO QUANDO HÁ APENAS UMA COMPARAÇÃO POSSÍVEL OU AUSÊNCIA DE DADOS COMPARÁVEIS ENTRE DETERMINADOS GRUPOS TAXONÔMICOS.....	47
TABELA 9.1 MODELOS EVOLUTIVOS E ESTATÍSTICAS ASSOCIADAS PARA CADA PARTIÇÃO DO CONJUNTO DE DADOS CONCATENADOS 16S E COI PARA ANÁLISE FILOGENÉTICA DA FAMÍLIA PSEUDOTHELPHUSIDAE (DECAPODA).	47
TABELA 1.2 ALTITUDE, COORDENADAS E ÍNDICE DE PRESSÃO ANTROPOGÊNICA (IPA) DOS 38 LOCAIS DE AMOSTRAGEM. A CLASSIFICAÇÃO DO ÍNDICE IPA É: BAIXA (0-17.5), MÉDIA (17.6-35), ALTA (35.1-52.5) E MUITO FORTE (52.6-70).....	116
TABELA 2.2 DISTRIBUIÇÃO DE TAMANHO (COMPRIMENTO EM CAMARÕES E LARGURA EM CARANGUEJOS) DE CRUSTÁCEOS DECAPODES POR SEXO E ESTAÇÃO EM RIACHOS DA BACIA DO RIO NAPO: A) FAMÍLIA PALAEMONIDAE; B) FAMÍLIA TRICHODACTYLIDAE; C) FAMÍLIA PSEUDOTHELPHUSIDAE. U: ÚMIDA; S: SECA; F: FÊMEA; M: MACHO; FO: FÊMEA OVÍGERA; INDET: INDETERMINADO.....	125

TABELA 3.2 ABUNDÂNCIA DE MACHOS, FÊMEAS, PROPORÇÃO SEXUAL E ANÁLISE QUI-QUADRADO POR ESPÉCIE E ESTAÇÃO EM CRUSTÁCEOS DECÁPODES EM RIACHOS DA BACIA DO RIO NAPO.	127
TABELA 4.2 DISTRIBUIÇÃO DE TAMANHOS E PROPORÇÃO SEXUAL POR CLASSE DE COMPRIMENTO DA CARAPAÇA EM <i>MACROBRACHIUM</i> SP1 E <i>MACROBRACHIUM</i> SP2; E DE LARGURA DA CARAPAÇA EM TRICHODACTYLIDAE SP1.	129
TABELA 5.2 TABELA DE SELEÇÃO DE MODELOS DO GLM. O TERMO "COMPLETO" INCLUI TODAS AS VARIÁVEIS. ALTITUDE (ALT), CONCENTRAÇÃO DE OXIGÊNIO DISSOLVIDO (ODC), VARZÃO (Q), CONDUTIVIDADE ESPECÍFICA (SPC), TEMPERATURA (TEMP), POTENCIAL DE HIDROGÊNIO (PH), SATURAÇÃO DE OXIGÊNIO DISSOLVIDO (ODSAT), ÍNDICE DE PRESSÃO ANTROPOGÊNICA (IPA).....	135
TABELA 1.3 ANÁLISE CRUZADA DE SOBREVIVÊNCIA ATRAVÉS DO TESTE DE QUI-QUADRADO PARA COMPARAR OS EFEITOS DE DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID EM <i>MACROBRACHIUM</i> AFF. <i>BRASILIENSE</i>	176
TABELA 2.3 RESULTADOS DO TESTE POST-HOC DE HOLM-BONFERRONI PARA AS COMPARAÇÕES MÚLTIPLAS ENTRE TRATAMENTOS NA VARIAÇÃO DO COMPRIMENTO (A) E MASSA (B) DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID. DIST: DISTÂNCIA ENTRE MÉDIAS DOS RANKS; P: VALOR DE SIGNIFICÂNCIA AJUSTADO.	179
TABELA 3.3 RESULTADOS DO TESTE POST-HOC DE HOLM PARA AS COMPARAÇÕES MÚLTIPLAS ENTRE TRATAMENTOS NOS PARÂMETROS COMPORTAMENTAIS DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> . A) TEMPO ACUMULADO EM MOVIMENTO, B) FREQUÊNCIA DE MOVIMENTO E C) FREQUÊNCIA DE CRUZAMENTO DE MALHA. DIST: DISTÂNCIA ENTRE MÉDIAS DOS RANKS; P: VALOR DE SIGNIFICÂNCIA AJUSTADO.....	183
TABELA 4.3 ESTATÍSTICA DESCRITIVA DA TOLERÂNCIA TÉRMICA MÁXIMA (°C) DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EXPOSTOS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID. N: NÚMERO DE INDIVÍDUOS; MIN: VALOR MÍNIMO; MAX: VALOR MÁXIMO; DP: DESVIO PADRÃO.	185
TABELA 5.3 RESULTADOS DO TESTE POST-HOC DE HOLM PARA COMPARAÇÕES MÚLTIPLAS DA TOLERÂNCIA TÉRMICA MÁXIMA ENTRE TRATAMENTOS COM DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE IMIDACLOPRID. VALORES EM NEGRITO INDICAM DIFERENÇAS SIGNIFICATIVAS (P < 0,05).	186
TABELA 6.3 RESULTADOS DOS MODELOS LINEARES GENERALIZADOS (GLM) PARA MASSA, COMPRIMENTO E SOBREVIVÊNCIA DE <i>M. AFF. BRASILIENSE</i> EM FUNÇÃO DAS VARIÁVEIS AMBIENTAIS. INT: INTERCEPTO; T: TEMPERATURA; CE: CONDUTIVIDADE ELÉTRICA; STD: SÓLIDOS TOTAIS DISSOLVIDOS; OD: OXIGÊNIO DISSOLVIDO; CF: CLOROFILA; NH4: AMÔNIO; NO2: NITRITO; NO3: NITRATO; PO: FOSFATO; DF: GRAUS DE LIBERDADE; LOGLIK: LOG-VEROSSIMILHANÇA; QAICC: CRITÉRIO DE INFORMAÇÃO DE AKAIKE CORRIGIDO; ΔQAICC: DIFERENÇA DO QAICC EM RELAÇÃO AO MODELO NULO.	187

LISTA DE SIGLAS

- ABNT:** Associação Brasileira de Normas Técnicas
- AIC:** Critério de Informação de Akaike
- AICc:** Critério de Informação de Akaike corrigido
- ANOSIM:** Análise de Similaridades
- ANOVA:** Análise de Variância
- BIC:** Critério de Informação Bayesiano
- CCA:** Análise de Correspondência Canônica
- CE:** Condutividade Elétrica
- CL:** Comprimento da carapaça
- CL50:** Concentração Letal Média
- COI:** Citocromo Oxidase I
- DCA:** Análise de Correspondência sem Tendência
- DNA:** Ácido Desoxirribonucleico}
- DT50:** Tempo de Dissipação 50%
- EC50:** Concentração Efetiva Média
- FAO:** Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura
- FC:** Fator de Condição
- GLM:** Modelos Lineares Generalizados
- IPA:** Índice de Pressão Antropogênica
- LD50:** Dose Letal Média
- MAATE:** Ministério do Meio Ambiente, Água e Transição Ecológica do Equador
- OD:** Oxigênio Dissolvido
- OD%:** Porcentagem de Saturação de Oxigênio Dissolvido
- ODS:** Objetivos de Desenvolvimento Sustentável
- PCA:** Análise de Componentes Principais
- PCR:** Reação em Cadeia da Polimerase
- PERMANOVA:** Análise de Variância Multivariada por Permutações

PNUMA: Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente (no Brasil) ou Programa das Nações Unidas para o Ambiente (PNUA em Portugal)

QAICc: Critério de Informação de Akaike de quasi-verossimilhança

RBCC: Reserva Biológica Colonso Chalupas

RNA: Ácido Ribonucleico

rRNA: RNA ribossômico

SH-aLRT: Teste de Razão de Verossimilhança Aproximada de Shimodaira-Hasegawa

SPE: Extração em Fase Sólida

STD: Sólidos Totais Dissolvidos

UPLC-Qtof/MS: Cromatografia Líquida de Ultra Performance acoplada à Espectrometria de Massas Quadrupolo-Tempo de Voo

UTO: Unidade Taxonômica Operacional

VIF: Fator de Inflação da Variância

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL.....	18
ESTRUTURA E OBJETIVOS DA TESE.....	19
2 OBJETIVOS	21
2.1 OBJETIVO GERAL.....	21
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	21
3 CAPÍTULO 1	22
3.1 RESUMO	23
3.2 ABSTRACT.....	24
3.3 INTRODUÇÃO.....	25
3.4 MATERIAL E MÉTODOS	28
3.5 RESULTADOS.....	39
3.6 DISCUSSÃO.....	49
3.7 CONCLUSÕES	53
3.8 REFERÊNCIAS.....	54
3.9 APÊNDICES	60
4 CAPÍTULO 2	108
4.1 RESUMO	109
4.2 ABSTRACT.....	110
4.3 INTRODUÇÃO.....	111
4.4 MATERIAL E MÉTODOS	113
4.5 RESULTADOS.....	121
4.6 DISCUSSÃO.....	137
4.7 CONCLUSÕES	145
4.8 REFERÊNCIAS.....	146
4.9 APÊNDICES	154
5 CAPÍTULO 3	156
5.1 RESUMO	157
5.2 ABSTRACT.....	158
5.3 INTRODUÇÃO.....	159
5.4 MATERIAL E MÉTODOS	162
5.5 RESULTADOS.....	171
5.6 DISCUSSÃO.....	190
5.7 CONCLUSÕES	194
5.8 REFERÊNCIAS.....	195
5.9 APÊNDICES	205
6 CONCLUSÃO GERAL.....	193
REFERÊNCIAS	195

1 INTRODUÇÃO GERAL

Os crustáceos decápodes de água doce constituem um grupo diverso e ecologicamente significativo, com aproximadamente 17.229 espécies distribuídas em 2.550 gêneros e 203 famílias (DE GRAVE et al., 2023). Em ambientes dulcícolas, mais de 3.500 espécies se distribuem globalmente de forma alopátrica, relacionadas às suas origens evolutivas e aos primeiros eventos de colonização destes ambientes (REYNOLDS et al., 2013; DE GRAVE et al., 2023). Na região Neotropical, particularmente na América do Sul, este grupo apresenta uma notável diversificação, com destaque para as famílias Palaemonidae, Pseudothelphusidae e Trichodactylidae, que evoluíram e se adaptaram a diversos habitats dulcícolas.

A bacia Amazônica, maior sistema fluvial do mundo, abriga uma significativa porção dessa biodiversidade, embora o conhecimento sobre a real dimensão dessa riqueza ainda permaneça incompleto. O ecótono entre a Amazônia Equatoriana e a região andina apresenta uma notável variação altitudinal, estendendo-se desde o sopé dos Andes a 400m até alcançar 4000m de altitude. Nesta região, os registros de crustáceos decápodes são ainda escassos, com documentação confirmada apenas do caranguejo *Sylviocarcinus devillei* (H. Milne Edwards, 1853) (Trichodactylidae) e do camarão *Macrobrachium brasiliense* (Heller, 1862) nas encostas orientais dos Andes equatorianos (MAGALHÃES, 2005).

Nas últimas três décadas, os avanços nas técnicas moleculares revolucionaram nossa compreensão sobre a diversidade e as relações evolutivas dos crustáceos decápodes. Os primeiros estudos filogenéticos utilizando sequências de DNA mitocondrial na década de 1990 começaram a revelar padrões evolutivos anteriormente não detectados através da morfologia tradicional (PEREIRA et al., 2002; LIU et al., 2007). O estabelecimento do DNA barcoding como ferramenta padronizada para identificação de espécies impulsionou ainda mais a detecção de complexos de espécies crípticas em crustáceos decápodes, revelando níveis de diversidade anteriormente subestimados (MATZEN DA SILVA et al., 2011).

A região das estrições da cordilheira oriental dos Andes em direção à Amazônia equatoriana caracteriza-se por uma notável heterogeneidade espacial, com uma complexa topografia e gradientes

altitudinais que influenciam significativamente a distribuição da biodiversidade (LESSMANN et al., 2016). Esta área de transição entre os Andes e a Amazônia é marcada por barreiras biogeográficas naturais, como rios e cadeias montanhosas, que têm moldado historicamente os padrões de distribuição das espécies (HAZZI et al., 2018).

Esta pesquisa se alinha diretamente com vários Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) da Agenda 2030. Particularmente, contribui para o ODS 15 (Vida Terrestre), que busca proteger, restaurar e promover o uso sustentável dos ecossistemas terrestres e de água doce, além de deter a perda de biodiversidade (PAINTER et al., 2021). A compreensão da diversidade e ecologia dos crustáceos decápodes na Amazônia equatoriana é fundamental para estabelecer estratégias de conservação que respeitem os limites ecológicos da região, evitando possíveis pontos de inflexão que ameaçam a integridade deste ecossistema crítico (PAINTER et al., 2021). Adicionalmente, o estudo dos impactos de pesticidas como o Imidacloprid sobre estes organismos contribui para o ODS 6 (Água Potável e Saneamento) e o ODS 12 (Consumo e Produção Responsáveis), ao gerar conhecimentos que podem informar práticas mais sustentáveis de gestão dos recursos hídricos e uso de agroquímicos na região amazônica (PNUD, 2016; MAATE, 2023).

Estrutura e objetivos da tese

Os crustáceos decápodes dulcícolas são elementos fundamentais dos ecossistemas aquáticos neotropicais, onde desempenham funções ecológicas cruciais como processadores de matéria orgânica e componentes-chave nas teias tróficas (COSTA et al., 2016; YANG et al., 2020). Estas espécies exibem uma notável plasticidade em suas características populacionais, incluindo variações na abundância, proporção sexual e distribuição de tamanhos em resposta a fatores ambientais como temperatura, velocidade da água e oxigênio dissolvido (MEJIA-ORTIZ; ALVAREZ, 2010; PANTALEÃO et al., 2018).

Apesar de sua importância ecológica, a região amazônica equatoriana tem sido historicamente impactada por atividades como mineração, extração de petróleo, piscicultura e agricultura (CAPPARELLI et al., 2021; GALARZA et al., 2021). Um dos pesticidas mais utilizados globalmente é o imidacloprid, um inseticida neonicotinoide de amplo espectro conhecido por sua eficácia contra pragas

agrícolas. No Equador, seu uso tem aumentado drasticamente, passando de 6 mil toneladas em 2013 para 19 mil toneladas em 2021 (FAO, 2023), sendo detectado em concentrações de até 3 µg/L na região amazônica (CABRERA et al., 2023).

Considerando este contexto, a presente tese está estruturada em três capítulos complementares que abordam diferentes aspectos da biologia e ecologia dos crustáceos decápodes de água doce na bacia superior do rio Napo, Equador: O **Capítulo 1** investiga a diversidade de espécies das famílias Palaemonidae, Pseudohelphusidae e Trichodactylidae na bacia superior do Napo no Equador, buscando revelar possíveis espécies crípticas através da análise integrada de dados morfológicos e moleculares (16S rRNA e COI), além de reconstruir as relações filogenéticas entre as espécies identificadas. O **Capítulo 2** examina a distribuição e estrutura populacional destes crustáceos ao longo de um gradiente altitudinal (300-1.200m) e sazonal (períodos seco e chuvoso), analisando como fatores ambientais influenciam a abundância, proporção sexual e distribuição de tamanho destes grupos. Finalmente, o **Capítulo 3** analisa os efeitos do Imidacloprid e sua interação com variáveis ambientais na sobrevivência, comportamento, crescimento e tolerância térmica máxima de *Macrobrachium* aff. *brasiliense* por meio de experimentos em mesocosmos.

Esta abordagem integrada, combinando análises filogenéticas, estudos populacionais e avaliações ecotoxicológicas, busca contribuir para uma compreensão mais ampla da biodiversidade, ecologia e conservação dos crustáceos decápodes dulcícolas na região amazônica equatoriana, um grupo ainda pouco estudado no Equador mas de grande importância ecológica.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar a diversidade, distribuição e respostas ecológicas dos crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo, Equador, através de análises moleculares, estudos populacionais e ensaios ecotoxicológicos, visando compreender seu potencial como bioindicadores de qualidade ambiental em ecossistemas amazônicos.

2.2 Objetivos específicos

- Caracterizar a diversidade críptica de crustáceos decápodes (Palaemonidae, Pseudothelphusidae e Trichodactylidae) na bacia superior do rio Napo mediante análises moleculares, utilizando os marcadores mitocondriais COI e 16S rRNA.
- Determinar os padrões de distribuição e estrutura populacional das espécies identificadas em relação às variáveis ambientais (altitude, índice de pressão antropogênica, parâmetros físico-químicos) e sazonalidade ao longo da bacia superior do rio Napo.
- Avaliar os efeitos do pesticida Imidacloprid sobre a sobrevivência, comportamento e tolerância térmica de *Macrobrachium* aff. *brasiliense* através de experimentos em mesocosmos, visando estabelecer seu potencial como bioindicador.

3 CAPÍTULO 1 – Desvendando a diversidade oculta: análise filogenética de crustáceos de água doce na bacia superior do Rio Napo no Equador

3.1 Resumo

Este estudo investigou a diversidade críptica de crustáceos decápodes de água doce na bacia superior do Rio Napo, Equador, uma área de transição entre os Andes e a Amazônia. Utilizando uma abordagem molecular (16S rRNA e COI), analisamos espécimes das famílias Palaemonidae, Pseudothelphusidae e Trichodactylidae. A análise filogenética revelou dois grupos geneticamente distintos em cada família estudada. Para *Macrobrachium* spp. (Palaemonidae), a divergência entre as duas linhagens variou de 6,36% a 9,34% (média 8,22%) para o gene 16S e de 9,47% a 13,74% (média 11,03%) para COI. A Linhagem 1 apresentou divergência média de 4,77% em relação a *M. brasiliense* para o 16S e 9,16% para COI, enquanto a Linhagem 2 mostrou divergência média de 6,57% em relação a *M. veredensis* para o 16S e 10,02% para COI. Para os caranguejos Trichodactylidae, a divergência entre a Linhagem 2 e *Valdivia serrata* foi de 4,80% para o 16S e 4,65% para COI, enquanto a Linhagem 1 apresentou divergências mais elevadas (9,32% para 16S e 13,54% para COI). Em Pseudothelphusidae, as duas linhagens identificadas mostraram afinidades distintas, com a Linhagem 2 apresentando alta similaridade com *Moritschus henrici* (divergência de apenas 0,95% para 16S). Estas divergências genéticas superam os limiares estabelecidos para genes concatenados em decápodes, sugerindo a presença de possíveis novas espécies ou linhagens evolutivas únicas. A reconstrução filogenética utilizou modelos evolutivos específicos para cada partição gênica, resultando em árvores bem resolvidas com alto suporte estatístico. Os resultados indicam que os processos de especiação na região amazônica podem ser mais complexos e antigos do que previamente considerado, possivelmente influenciados pela complexa história geológica e heterogeneidade ambiental da área. O estudo destaca a importância da bacia superior do Rio Napo como uma região significativa de biodiversidade para crustáceos de água doce e enfatiza a necessidade de estudos mais aprofundados e estratégias de conservação adequadas para proteger essa fauna única.

Palavras-chave: crustáceos decápodes; diversidade críptica; filogenia molecular; bacia amazônica; gradiente altitudinal; biodiversidade neotropical

3.2 Abstract

This study investigated the cryptic diversity of freshwater decapod crustaceans in the upper Napo River basin, Ecuador, a transitional area between the Andes and the Amazon. Using a molecular approach (16S rRNA and COI), we analyzed specimens from the families Palaemonidae, Pseudothelphusidae, and Trichodactylidae. Phylogenetic analysis revealed two genetically distinct groups in each studied family. For *Macrobrachium* spp. (Palaemonidae), divergence between the two lineages ranged from 6.36% to 9.34% (mean 8.22%) for the 16S gene and from 9.47% to 13.74% (mean 11.03%) for COI. Lineage 1 showed a mean divergence of 4.77% from *M. brasiliense* for 16S and 9.16% for COI, while Lineage 2 showed a mean divergence of 6.57% from *M. veredensis* for 16S and 10.02% for COI. For Trichodactylidae crabs, the divergence between Lineage 2 and *Valdivia serrata* was 4.80% for 16S and 4.65% for COI, while Lineage 1 showed higher divergences (9.32% for 16S and 13.54% for COI). In Pseudothelphusidae, the two identified lineages showed distinct affinities, with Lineage 2 showing high similarity to *Moritschus henrici* (divergence of only 0.95% for 16S). These genetic divergences exceed the thresholds established for concatenated genes in decapods, suggesting the presence of possible new species or unique evolutionary lineages. The phylogenetic reconstruction used specific evolutionary models for each gene partition, resulting in well-resolved trees with high statistical support. The results indicate that speciation processes in the Amazon region may be more complex and ancient than previously considered, possibly influenced by the complex geological history and environmental heterogeneity of the area. The study highlights the importance of the upper Napo River basin as a significant region of biodiversity for freshwater crustaceans and emphasizes the need for further studies and appropriate conservation strategies to protect this unique fauna.

Keywords: decapod crustaceans; cryptic diversity; molecular phylogeny; Amazon basin; altitudinal gradient; neotropical biodiversity

3.3 Introdução

Os crustáceos decápodes de água doce representam um grupo fundamental para a biodiversidade aquática, com aproximadamente 17.229 espécies distribuídas globalmente em 2.550 gêneros e 203 famílias (DE GRAVE et al., 2023). Na América do Sul, sua diversidade é especialmente notável, abrangendo desde grandes rios até riachos montanhosos, onde caranguejos (2 famílias, 34 gêneros, 209 espécies) e camarões (5 famílias, 11 gêneros, 88 espécies) ocupam nichos ecológicos específicos (MAGALHÃES et al., 2016). A região Neotropical destaca-se pela riqueza de famílias como Pseudothelphusidae (48 gêneros, 293 espécies) e Trichodactylidae (15 gêneros, 47 espécies), além da Palaemonidae, que inclui o gênero *Macrobrachium* — cosmopolita, com 280 espécies globalmente aceitas, sendo 57 apenas nas Américas (ÁLVAREZ et al., 2021; CUMBERLIDGE; DANIELS, 2022; WORMS DATABASE, 2025; DECANET, 2025). A bacia Amazônica, coração dessa diversidade, concentra uma porção significativa desses organismos, embora sua real riqueza ainda seja subestimada. Países como Colômbia (105 espécies de caranguejos), Brasil (49 espécies de caranguejos de água doce; 35 de camarões de água doce) e Venezuela (46 espécies de caranguejos de água doce; 36 de camarões de água doce) lideram essa diversificação, refletindo a importância biogeográfica do continente, sendo importante ressaltar que esses números referem-se exclusivamente à fauna de água doce (MAGALHÃES et al., 2016). No entanto, uma revisão recente sobre os camarões do Brasil indica que o país abriga atualmente 373 espécies de camarões, das quais apenas 45 são de água doce, enquanto a grande maioria é marinha ou de águas salobras (TEROSSI; CARDOSO, 2024). A bacia Amazônica, maior sistema fluvial do mundo, abriga uma significativa porção dessa biodiversidade, embora o conhecimento sobre a real dimensão dessa riqueza ainda permaneça incompleto.

Nas últimas três décadas, os avanços nas técnicas moleculares revolucionaram nossa compreensão sobre a diversidade e as relações evolutivas dos crustáceos decápodes. Os primeiros estudos filogenéticos utilizando sequências de DNA mitocondrial na década de 1990 começaram a revelar padrões evolutivos anteriormente não detectados através da morfologia tradicional (PEREIRA et al., 2002; LIU et al., 2007). O estabelecimento do DNA barcoding como ferramenta padronizada para identificação de espécies impulsionou ainda mais a detecção de complexos de espécies crípticas em crustáceos decápodes, revelando níveis de diversidade anteriormente subestimados (MATZEN DA

SILVA et al., 2011). Estudos recentes têm demonstrado que a integração de dados moleculares com informações morfológicas, ecológicas e biogeográficas não apenas melhora nossa compreensão dos limites entre espécies, mas também fornece percepções valiosas sobre os processos históricos que moldaram os padrões atuais de distribuição da biodiversidade em ambientes dulcícolas (ÁLVAREZ et al., 2021; MANTELATTO et al., 2024).

O ecótono entre a Amazônia Equatoriana e a região andina apresenta uma notável variação altitudinal, estendendo-se desde o sopé dos Andes a 400m até alcançar 4000m de altitude. Nesta região, os registros de crustáceos decápodes são ainda escassos, com documentação confirmada apenas do caranguejo *Sylviocarcinus devillei* (H. Milne Edwards, 1853) (Trichodactylidae) e do camarão *Macrobrachium brasiliense* (Heller, 1862) nas encostas orientais dos Andes equatorianos (MAGALHÃES, 2005). Mais recentemente, uma nova ocorrência foi documentada com o registro de *Acetes paraguayensis* (Hansen, 1919) nos rios das terras baixas da Amazônia equatoriana, sugerindo que a diversidade real destes grupos pode ser significativamente maior do que a atualmente conhecida (CARVAJAL et al., 2023). Esta região representa uma área de particular interesse para estudos taxonômicos e evolutivos, pois sua complexa história geológica e expressiva heterogeneidade ambiental (HOORN et al., 2010) podem ter favorecido processos de especiação ainda não documentados.

A região das estribações da cordilheira oriental dos Andes em direção à Amazônia equatoriana caracteriza-se por uma notável heterogeneidade espacial, com uma complexa topografia e gradientes altitudinais que influenciam significativamente a distribuição da biodiversidade (LESSMANN et al., 2016). Esta área de transição entre os Andes e a Amazônia é marcada por barreiras biogeográficas naturais, como rios e cadeias montanhosas, que têm moldado historicamente os padrões de distribuição das espécies (HAZZI et al., 2018). Os rios que atravessam esta região, como o Napo e o Pastaza, desempenham um papel dual: atuam como barreiras físicas para a dispersão de espécies terrestres e simultaneamente funcionam como corredores ecológicos, conectando diferentes habitats e influenciando os padrões de biodiversidade ao longo de seus cursos (BOUBLI et al., 2021). A alta heterogeneidade ambiental e o expressivo número de barreiras biogeográficas desta zona têm favorecido processos de especiação e endemismo em diversos grupos taxonômicos (VALENCIA et al., 1994; FUNK et al., 2011), sugerindo um cenário similar para os crustáceos decápodes da região.

A bacia superior do Napo, localizada na encosta oriental dos Andes equatorianos, destaca-se por sua notável importância biogeográfica, resultado de uma história geológica complexa e de sua elevada biodiversidade (LESSMANN et al., 2016; BENONE et al., 2020). Apesar desse contexto, ainda são escassos os estudos direcionados à diversidade e distribuição das famílias Palaemonidae, Pseudothelphusidae e Trichodactylidae na região. Essa lacuna de conhecimento ressalta a necessidade de pesquisas que aprofundem a compreensão sobre os padrões de diversidade desses grupos e possam revelar novas espécies, contribuindo para o entendimento da história evolutiva dos crustáceos na bacia do Napo (ÁLVAREZ et al., 2021).

Nossa hipótese é que a heterogeneidade ambiental e as barreiras biogeográficas presentes na bacia superior do Napo favoreceram processos de especiação, resultando em uma diversidade críptica de crustáceos decápodes ainda não documentada, como já observado em outros grupos taxonômicos da região. Este estudo teve como objetivos: (1) investigar a diversidade de espécies das famílias Palaemonidae, Pseudothelphusidae e Trichodactylidae na bacia superior do Napo, no Equador; (2) identificar possíveis espécies crípticas por meio da análise de dados moleculares (16S rRNA e COI); e (3) reconstruir as relações filogenéticas entre as espécies identificadas com base nesses marcadores moleculares.

3.4 Material e métodos

Área de estudo

O estudo foi realizado na região superior da bacia do Rio Napo, nordeste do Equador (0.9955° S e 77.8129° O). A pesquisa foi realizada sob a autorização do Ministério do Meio Ambiente, Água e Transição Ecológica do Equador (MAATE), que concedeu a permissão de coleta de espécimes através da resolução MAAE-ARSFC-2021-1890. Foram visitadas 21 localidades, selecionadas com base em visitas prévias durante expedições piloto e registros de estudos anteriores realizados na região. Os pontos de amostragem foram distribuídos para abranger um gradiente altitudinal variando de 300 a 1.250 m acima do nível do mar, cobrindo uma área aproximada de 1.250.000 ha.

Esta área é caracterizada por um mosaico de ambientes modificados por atividades antropogênicas, incluindo mineração, piscicultura, agricultura e descargas de águas cinzas provenientes das cidades, como previamente documentado por CAPPARELLI et al. (2021), GALARZA et al., (2021) e CABRERA et al. (2023). Os espécimes de crustáceos decápodes foram coletados em duas estações climáticas distintas, sendo realizado um evento de amostragem em cada local por período. Durante o período úmido, que se estendeu de janeiro a março de 2022, a precipitação média foi de $329,55 \text{ mm}^3$ ($\pm 186.73 \text{ mm}^3$). Por outro lado, o período seco, que abrangeu os meses de agosto e setembro, registrou uma precipitação média de $220,28 \text{ mm}^3$ ($\pm 83.23 \text{ mm}^3$ de desvio padrão) (WEATHER SPARK, 2024) (Fig 1.1).

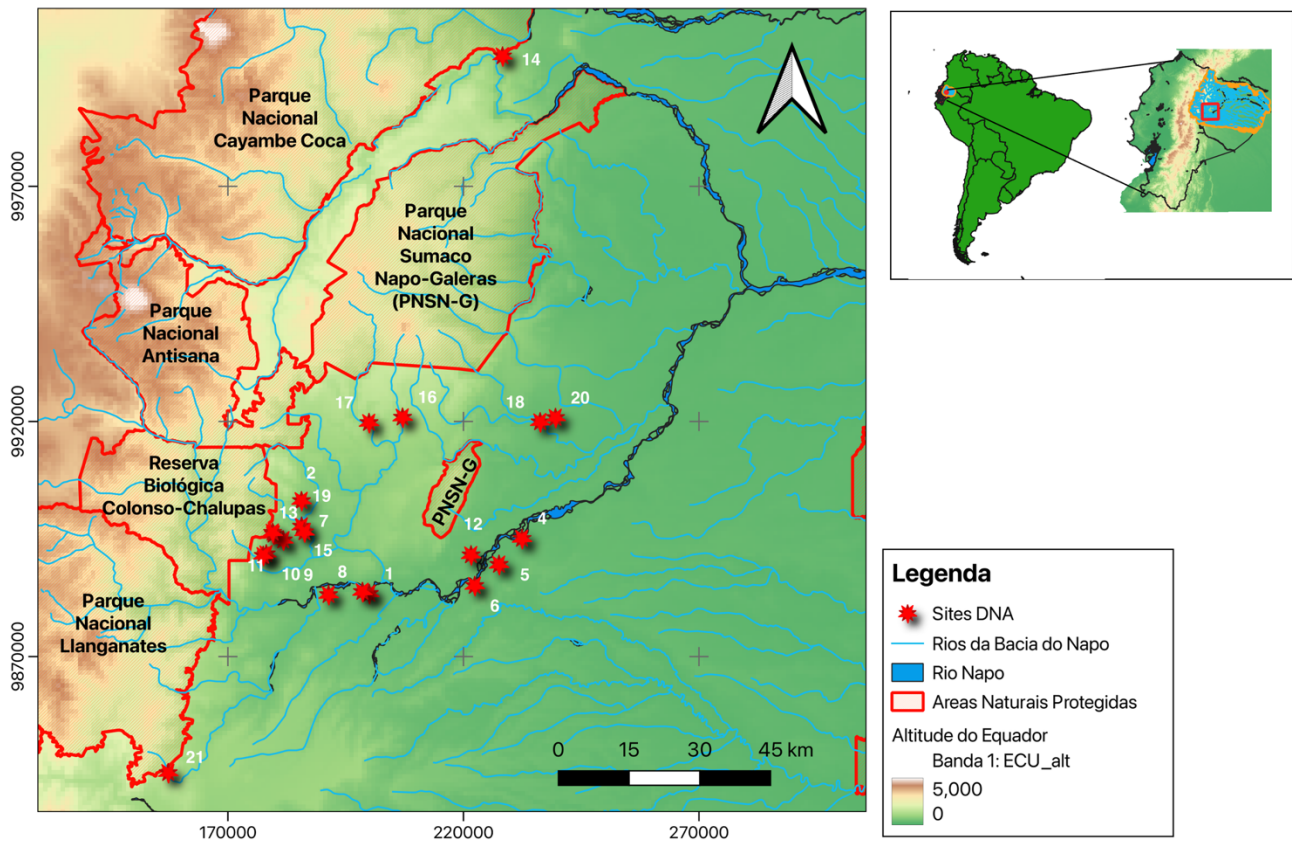


Figura 1.1 Distribuição geográfica das localidades de amostragem na bacia superior do Rio Napo, nordeste do Equador. A representação cartográfica delinea os limites das áreas protegidas e indica os pontos de coleta de espécimes das famílias Palaemonidae (*Macrobrachium* spp.), Trichodactylidae e Pseudothelphusidae. Sistema de referência: PSAD56/UTM zona 18S.

Amostragem de crustáceos decápodes

Os espécimes de crustáceos decápodes foram coletados por uma equipe de dois pesquisadores previamente treinados em expedições piloto. Em cada localidade, foi selecionado um trecho de 30 a 50 metros do rio, onde a amostragem foi realizada utilizando peneiras circulares (60 cm de diâmetro e malha de 2 mm). Os coletores procederam de jusante para montante, amostrando ativamente diversos microhabitats preferenciais destes crustáceos, como raízes submersas, plantas aquáticas, zonas de

acumulação de detritos e sob pedras (MCNAMARA et al., 2015). Cada coletor dedicou 30 minutos à amostragem em cada margem, totalizando uma hora de esforço efetivo por localidade. Os exemplares coletados foram acondicionados em sacos plásticos contendo água do próprio rio, devidamente etiquetados e transportados em caixas térmicas com gelo até o laboratório. No laboratório, os espécimes foram inicialmente congelados e posteriormente preservados em etanol 96% para identificação taxonômica, sexagem, biometria e extração de tecido para análises moleculares.

Extração e Amplificação de DNA

Uma incisão transversal foi feita do terceiro pleópode em direção ao télson para camarões, e na base da quela maior para caranguejos, para extrair o tecido muscular e preservar em tubos Eppendorf de 2 mL. Para obter uma amostra mais homogênea, um ultra-freezer a -80°C foi usado por 30 min antes de triturar aproximadamente 15-20 mg de tecido. O tecido restante foi codificado e armazenado a 4°C , enquanto os espécimes foram preservados em etanol 96% em tubos Falcon de 15-50 mL com sua respectiva codificação.

A extração de DNA do tecido foi realizada no Laboratório de Biologia Molecular e Bioquímica da Universidade Regional Amazônica Ikiam, Equador, com apoio da equipe técnica, empregando o protocolo do E.Z.N.A.® Insect DNA Kit, obtendo 100 μL de DNA por amostra. A concentração de cada amostra foi medida usando um Nanodrop ND-ONEC-W Spectrophotometer (Apêndice 1.1). As amostras foram diluídas para 50 $\text{ng}/\mu\text{L}$ e amplificadas via PCR usando marcadores degenerados contendo adaptadores Nanopore para Citocromo Oxidase I (dgLCO-1490_F 5' TTTCTGTTGGTGCTGATATTGC-GGTCAACAAATCATAAAGAYATYGG 3'; dgHCO-2198_R 5' ACTTGCCTGTCGCTCTATCTTC-TAAACTTCAGGGTGACCAAARAAYCA 3') (MEYER; PAULAY, 2005) e o gene 16S rRNA (16sSar-L_F 5' TTTCTGTTGGTGCTGATATTGC-CGCCTGTTTATCAAAAACAT3'; 16sSbr-H_R 5' ACTTGCCTGTCGCTCTATCTTC-CCGGTCTGAACTCAGATCACGT 3') (PALUMBI et al., 2002) do DNA mitocondrial.

A amplificação dos fragmentos de genes foi realizada em reações de 15 μL contendo 4.3 μL de água, 7.5 μL de FastGene Optima HotStar Buffer, 0.6 μL de marcadores e 2 μL de DNA para COI; BSA

foi adicionado para reações de 16S. O perfil térmico para reações de 16S consistiu em uma desnaturação inicial a 95°C por 10 min, seguida por 37 ciclos de 94°C por 1 min, anelamento a 53°C por 1 min e extensão a 72°C por 1 min, com uma extensão final a 72°C por 10 min. Para COI, o perfil começou com uma desnaturação inicial a 94°C por 5 min, seguida por 30 ciclos de 94°C por 30 s, anelamento a 52°C por 45 s e extensão a 72°C por 45 s, com uma extensão final a 72°C por 5 min. Os produtos de PCR foram corados com 5 µL de SafeView (SafeView™ Classic DNA Stain, 2023) em um gel de agarose 1.5% (p/v) usando uma câmara de eletroforese de 50 mL ajustada para 80 volts e 400 mA por 40 min. Um marcador molecular de 5 µL 1kb foi carregado na primeira faixa, e 5 µL de produtos de PCR foram carregados nos poços restantes. Os resultados foram visualizados empregando um sistema de documentação de gel Enduro GDS Touch 1302.

Preparação da biblioteca e sequenciamento

Uma versão modificada do Protocolo Nanopore foi implementada empregando o kit de sequenciamento de ligação 1D "SQK-LSK109" (Nanopore Protocol, 2008). De acordo com o protocolo, a purificação de DNA pré-amplificação foi conduzida usando beads AMPure XP a uma concentração de 0,55X, que efetivamente eliminou 90% a 95% dos fragmentos menores que 500 bp (WEITZMAN et al., 2018). Subsequentemente, códigos de barras foram anexados a cada amostra via PCR com o seguinte perfil térmico: desnaturação inicial a 95°C por 3 min, seguida por 15 ciclos a 95°C por 15s, 62°C por 15s, e 65°C por 30s, com uma extensão final a 65°C por 10 min, e resfriamento a 4°C. O reparo e preparação final das fitas de DNA envolveram períodos de incubação de 20°C e 65°C por 7 min e um ciclo cada, seguidos de purificação com beads AMPure XP a uma concentração de 0,80X. A ligação e limpeza de adaptadores específicos foram realizadas aplicando T4 DNA ligase, incubada por 10 min à temperatura ambiente, e subsequentemente purificada com beads AMPure XP a uma concentração de 0,40X. Finalmente, 1 µL de amostra foi quantificado fazendo uso de um fluorômetro Qubit Q33216 para determinar a pureza da biblioteca de DNA. Um total de 75 µL (37.5 de SQB, 25.5 µL de beads de carregamento, e 35 fmol em 12 µL de biblioteca de DNA) foi carregado na célula de fluxo R9 do sequenciador MinION Mk1C (MC-113739), que utiliza o software MinKNOW v23.04.8 (ONT, Oxford, UK) para aquisição de dados em tempo real (NANOPORE PROTOCOL, 2008).

Análise bioinformática

O pacote NGSspeciesID v0.3.0 foi usado, com comandos executados no terminal PowerShell para limpeza de dados e geração de sequências de consenso. Os arquivos foram descomprimidos e cada amostra foi concatenada de acordo com seu código de barras atribuído. Subsequentemente, a verificação de qualidade foi conduzida, adaptadores foram removidos, e regiões de leitura do meio foram eliminadas empregando Porechop v0.2.4 (<https://github.com/rrwick/Porechop>). A terceira fase envolveu a eliminação de erros através da filtração de leituras, com um limiar de 8 aplicado utilizando NanoFilt v2.8.0 (<https://github.com/wdecoster/nanofilt>). Representações gráficas foram geradas para visualizar a qualidade das leituras após a limpeza usando NanoPlot v1.43.0 (<https://github.com/wdecoster/NanoPlot>). Finalmente, sequências consenso foram geradas aplicando comandos do pacote NGSspeciesID v0.3.0 (<https://github.com/ksahlin/NGSpeciesID>), e em conjunto com a ferramenta Racon v1.4.20, um polimento final foi realizado (VASILJEVIC et al., 2021).

Análise filogenética

As sequências obtidas foram inicialmente validadas quanto à sua identidade e afinidade filogenética através da ferramenta de busca BLASTn do Centro Nacional de Informação Biotecnológica (NCBI). Posteriormente, o software Geneious Prime versão 2024.0.2 foi utilizado para a reconstrução de relações filogenéticas. Para a análise filogenética dos camarões, as espécies *Palaemon argentinus*, *P. ivonicus*, *P. mercedae* e *P. northropi* foram selecionadas como grupos externos (Tabela 1.1) devido à sua posição filogenética consolidada, distância genética (>15% no COI), características morfológicas distintas e relevância biogeográfica, respaldadas por estudos prévios (CARVALHO et al., 2020; De GRAVE et al., 2023). Para os caranguejos da família Trichodactylidae, a espécie *Tehuana diabolis* foi empregada como grupo externo, enquanto para a família Pseudothelphusidae, utilizou-se *Avotrichodactylus constrictus* (Tabelas 2.1 e 3.1). Estas espécies foram escolhidas por serem taxonomicamente próximas, mas externas às famílias em estudo, compartilharem características ancestrais com o grupo interno e permitirem testar a monofilia dos grupos estudados.

O programa Mesquite versão 3.81 foi empregado para análise de dados, onde matrizes alinhadas para COI e 16S rRNA foram importadas no formato NEXUS. Táxons associados e códon foram atribuídos ao gene codificante (COI). O arquivo NEXUS resultante compreendeu quatro partições: uma para o gene 16S rRNA, e três para cada posição de códon do marcador COI. A plataforma online IQ-TREE v2.3.6 foi empregada para reconstrução filogenética, com o arquivo de matriz concatenada e arquivo de partição carregados em formato NEXUS.

As árvores filogenéticas geradas foram otimizadas através do ajuste dos modelos de partição e eliminação de sequências redundantes, o que melhorou a precisão e robustez do filograma. O IQ-TREE estimou automaticamente os modelos evolutivos mais adequados para cada partição, selecionando pelo critério BIC: TIM3+F+G4 para 16S, TNe+G4 para COI1, F81+F+I para COI2 e TPM2+F+G4 para COI3. Estes modelos consideram diferentes parâmetros evolutivos, como taxas de transição e transversão variáveis, frequências de nucleotídeos (F), proporção de sítios invariáveis (I) e distribuição gamma para variação entre sítios (G4). O suporte estatístico para a árvore filogenética foi avaliado fazendo uso do teste SH-aLRT (teste de razão de verossimilhança aproximada do tipo Shimodaira-Hasegawa) (MINH et al., 2020) e teste Bayes aproximado [-abayes] (ANISIMOVA et al., 2011), cada um com 1000 réplicas.

Tabela 1.1 Sequências de *Macrobrachium* utilizadas para análise das relações filogenéticas das espécies registradas na bacia do Napo, Equador. *Palaemon argentinus*, *P. ivonicus*, *P. mercedae* e *P. northropi* foram utilizados como grupos externos. Nota: As sequências das espécies não coletadas na área de estudo no Equador e dos grupos externos foram obtidas do GenBank. O prefixo M_sp_ indica os espécimes do nosso estudo.

Espécie	Localidade	COI	16S
<i>Macrobrachium veredensis</i>	Brazil: Sertão Veredas, MG	MN148914	MN149329
<i>Macrobrachium brasiliense</i>	Brazil: Ribeirão Cascalheira, MT	MN148901	MN149322
<i>Macrobrachium jelskii</i>	Brazil: Ribeirão Preto, Sao Paulo	KP054337	KP054339
<i>Macrobrachium olfersii</i>	Brazil: Ribeirão Preto, Sao Paulo	JQ805952	JQ805839
<i>Macrobrachium borellii</i>	Argentina: Buenos Aires	-	HM352426
<i>Macrobrachium potiuna</i>	Brazil: Iguape, Sao Paulo	KP054315.1	JX466947
<i>Macrobrachium iheringi</i>	Brazil: Itatinga-SP	-	HM352432
<i>Macrobrachium acanthurus</i>	Brazil: Guaraquecaba-SP	-	HM352445
<i>Macrobrachium amazonicum</i>	Brazil: Santana-AP	-	HM352441
<i>Macrobrachium tenellum</i>	Mexico: Zapotalito, Rio Verde, Oaxaca	-	OR690201

Espécie	Localidade	COI	16S
<i>Macrobrachium americanum</i>	Mexico, Baja California Sul	MZ678854	MZ678725
<i>Macrobrachium carcinus</i>	Costa Rica: Pacífico Sul	-	HM352452
<i>Macrobrachium crenulatum</i>	Venezuela: Ilha Margarita	-	HM352463
<i>Macrobrachium digueti</i>	Mexico: Baja California Sul	-	KY111091
<i>Macrobrachium hancocki</i>	Costa Rica	-	JQ805823
<i>Macrobrachium denticulatum</i>	Brazil: Rio Sao Francisco-SE	-	HM352462
<i>Macrobrachium faustinum</i>	Jamaica	-	JQ805812
<i>Macrobrachium heterochirus</i>	México	-	KM101479
<i>Macrobrachium caementarius</i>	Chile: 4ta Região	-	HM352453
<i>Macrobrachium panamense</i>	Peru: Tumbes, Rio Tumbes	OR941394	OR941680
<i>Macrobrachium inca</i>	Peru: Lambayeque, Rio Juana Rios	OR941390	OR941678
<i>Macrobrachium gallus</i>	Peru: Tumbes, Rio Zarumilla	OR941345	OR941622
<i>Macrobrachium rosenbergii</i>	Tanzania: Rios Ruffji e Ruvu	MK113943	MK113948
<i>Macrobrachium acaramuni</i>	Brazil: São Gabriel da Cachoeira-AM	-	HM352430
<i>Macrobrachium ferreirai</i>	Brazil: Manaus-AM	-	HM352427
<i>Macrobrachium inpa</i>	Brazil: Manaus-AM	-	HM352433
<i>Macrobrachium nattereri</i>	Brazil: Manaus-AM	-	HM352428
<i>Macrobrachium depressimanum</i>	Brazil: Ilha do Careiro-AM	-	HM352435
M_sp_03	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Lopi	PV351716	PV356772
M_sp_05	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi2	PV351717	PV356773
M_sp_06	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi2	PV351718	PV356774
M_sp_08	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi1	PV351719	PV356775
M_sp_09	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi1	PV351720	PV356776
M_sp_11	Ecuador:Sucumbios:Afluente†Rio†Dashino	PV351721	PV356777
M_sp_13	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Tena	PV351722	PV356778
M_sp_16	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Tena	PV351723	PV356779
M_sp_20	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Huambuno	PV351724	PV356780
M_sp_21	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Huambuno	PV351725	PV356781
M_sp_22	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi1	PV351726	PV356782
M_sp_23	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi1	PV351727	PV356783
M_sp_24	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Pashimbi1	PV351728	PV356784
M_sp_25	Ecuador:Napo:Afluente†Rio†Sumino	PV351729	PV356785
M_sp_26	Ecuador:Napo:Rio†Tiyuyacu	PV351730	PV356786
M_sp_27	Ecuador:Napo:Rio†Balzayacu	PV351731	PV356787
M_sp_28	Ecuador:Napo:Rio†Balzayacu	PV351732	PV356788
M_sp_29	Ecuador:Napo:Rio†Balzayacu	PV351733	PV356789
M_sp_32	Ecuador:Napo:Rio†Colonia†El†Carmen	PV351734	PV356790

Espécie	Localidade	COI	16S
M_sp_33	Ecuador:Napo:Río†Cascada†San†Jacinto	PV351735	PV356791
M_sp_34	Ecuador:Napo:Río†Canuayacu	PV351736	PV356792
M_sp_35	Ecuador:Napo:Río†Canuayacu	PV351737	PV356793
M_sp_36	Ecuador:Napo:Río†Canuayacu	PV351738	PV356794
M_sp_03	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Lopi	PV351716	PV356772
M_sp_05	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi2	PV351717	PV356773
M_sp_06	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi2	PV351718	PV356774
M_sp_08	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	PV351719	PV356775
M_sp_09	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	PV351720	PV356776
M_sp_11	Ecuador:Sucumbios:Afluente†Río†Dashino	PV351721	PV356777
M_sp_13	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Tena	PV351722	PV356778
M_sp_16	Ecuador:Napo:Afluente†Río†Tena	PV351723	PV356779
Grupo Externo	Localidade	COI	16S
<i>Palaemon argentinus</i>	Argentina: Mar del Plata	MN413677.1	KP178997.1
<i>Palaemon ivonicus</i>	Brazil: Rio Solimoes, próximo a Manaus	KP179171	KF923729
<i>Palaemon mercedae</i>	Brazil: Rio Uatuma, Amazonas	KP179172	KP178971
<i>Palaemon northropi</i>	Panama: Bocas Del Toro, Ilha Colon	MN184002	HM352424

Tabela 2.1 Espécie, localidade e números de acesso GenBank para sequências 16S e COI de espécies de Trichodactylidae e *Tehuana diabolis* (grupo externo). Nota: As sequências do grupo externo e das espécies não ocorrentes no Equador foram obtidas do GenBank. O prefixo CM indica os espécimes do nosso estudo.

Espécie	Localidade	COI	16S
<i>Valdivia serrata</i>	Perú, Quebrada Boca Piedras	KU578922	KU578962.1
<i>Goyazana castelnaui</i>	Brazil: Palmas, Tocantins	MG344657	MG344686
<i>Sylviocarcinus pictus</i>	Brazil: Para, Santa Maria do Para	KF688053	KF688092
<i>Dilocarcinus pagei</i>	Brazil: Carmo do Rio Claro, Minas Gerais	MG344658	MG344685
<i>Trichodactylus aff. fluviatilis</i>	Brazil: Rio de Janeiro, Resende	KF688048	KF688088
<i>Trichodactylus aff. fluviatilis</i>	Brazil: Minas Gerais, Bocaina de Minas	KF688049	KF688089
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Sao Pedro	KF688008	KF688054
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Sao Pedro	KF688021	KF688066
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Santa Rita do Passa Quatro	KF688014	KF688067
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Ubatuba	KF688011	KF688074
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Ilhabela	KF688013	KF688059
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Ilha Comprida	KF688016	KF688063

Espécie	Localidade	COI	16S
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Ilha Comprida	KF688030	KF688064
<i>Trichodactylus fluviatilis</i>	Brazil: Sao Paulo, Paulistania	KF688022	-
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Sao Paulo, Praia Grande	KF688029	KF688055
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Sao Paulo, Ilhabela	MG344645	MG344680
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Santa Catarina, Camboriu	KF688051	KF688082
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Rio de Janeiro, Angra dos Reis	KF688050	KF688056
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Rio de Janeiro, Sao Sebastiao do Paraiba	KU984725	KU984738
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Rio de Janeiro, Resende	MG344646	MG344681
<i>Trichodactylus petropolitanus</i>	Brazil: Rio de Janeiro, Resende	KU984726	KU984737
<i>Trichodactylus</i> sp.1	Brazil: Sao Paulo, Cananeia	KF688010	KF688062
<i>Trichodactylus</i> sp.1	Brazil: Sao Paulo, Cananeia	KF688012	KF688065
<i>Trichodactylus</i> sp.5	Brazil: Eugenopolis, Minas Gerais	MG344653	MG344671
<i>Trichodactylus</i> sp.5	Brazil: Sao Lourenco, Minas Gerais	MG344654	MG344672
<i>Trichodactylus</i> sp.6	Brazil: Campos de Goytacazes, Rio de Janeiro	MG344655	MG344673
<i>Trichodactylus</i> sp.6	Brazil: Campos de Goytacazes, Rio de Janeiro	MG344651	MG344674
<i>Trichodactylus</i> sp.2	Brazil: Bahia, Prado	KF688034	KF688083
<i>Trichodactylus</i> sp.2	Brazil: Bahia, Porto Seguro	KF688038	KF688085
<i>Trichodactylus</i> sp.2	Brazil: Bahia, Porto Seguro	KF688042	KF688084
<i>Trichodactylus</i> sp.4	Brazil: Sao Paulo, Sao Miguel Arcanjo	KF688015	KF688070
<i>Trichodactylus</i> sp.4	Brazil: Rio Grande do Sul, Maquine	KF688017	KF688072
<i>Trichodactylus</i> sp.4	Brazil: Santa Catarina, Sideropolis	KF688020	KF688071
<i>Trichodactylus</i> sp.4	Brazil: Nova Veneza, Rio Grande do Sul	MG344656	MG344678
<i>Trichodactylus</i> sp.4	Brazil: Rio Grande do Sul, Terra de Areia	KF688019	KF688073
<i>Trichodactylus</i> sp.4	Brazil: Santa Catarina, Blumenau	KF688018	KF688086
<i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i>	Brazil: Bahia, Elisio Medrado	KF688009	KF688061
<i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i>	Brazil: Bahia, Elisio Medrado	KF688024	KF688075
<i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i>	Brazil: Bahia, Elisio Medrado	KF688036	KF688078
<i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i>	Brazil: Bahia, Elisio Medrado	KF688023	KF688077
<i>Trichodactylus borellianus</i>	Brazil: Corumba, Mato Grosso do Sul	MG344660	MG344692
<i>Trichodactylus ehrhardti</i>	Brazil: Xingu river, Para	MG344662	MG344696
<i>Trichodactylus ehrhardti</i>	Brazil: Xingu river, Para	MG344663	MG344697
<i>Trichodactylus kensleyi</i>	Brazil: Campina das Missoes, Rio Grande do Sul	MG344664	MG344688
<i>Trichodactylus panoplus</i>	Brazil: Rio Grande do Sul, Santa Maria	KF688005	KF688058
<i>Trichodactylus panoplus</i>	Uruguay: Cunapuru river	MG344659	MG344687
<i>Trichodactylus kensleyi</i>	Argentina: Alpio stream, Misiones	MG344665	MG344689
<i>Trichodactylus faxoni</i>	Brazil: Amazonas	KF688028	KF688081
<i>Avotrichodactylus constrictus</i>	Mexico: Maquinas, Veracruz	MG344668	MG344699

Espécie	Localidade	COI	16S
CM01_1034	Ecuador: Napo, Afluente Río Sumino	PV746806	PV764581
CM14_1000	Ecuador: Orellana, RíoSN Afluente Río Huatarato	PV746811	PV764586
CM06_882	Ecuador: Napo, Río Afluente Guamani	PV746809	PV764584
CM08_1191	Ecuador: Pastaza, Río Afluente Anzu	PV746810	PV764585
CM03_1169	Ecuador: Napo, Río Afluente Guamani	PV746807	PV764582
CM09_888	Ecuador: Napo, Río Machangara Afluente Río Hollin Grande	PV746808	PV764583
CM02_1258	Ecuador: Napo, Afluente Río Napo Reina del Cisne	PV746812	PV764587
CM11_1148	Ecuador: Orellana, Río Valino Afluente Río Huatarato	PV746813	PV764588
Grupo Externo	Localidade	COI	16S
<i>Tehuana diabolis</i>	Mexico: Veracruz, Lago de Catemaco	MT871971	MT852949

Tabela 3.1 Espécie, localidade e números de acesso GenBank para sequências 16S e COI de espécies de Pseudothelpusidae e *Avotrichodactylus constrictus* (grupo externo). Nota: As sequências do grupo externo e das espécies não ocorrentes no Equador foram obtidas do GenBank. O prefixo CM indica os espécimes do nosso estudo.

Espécie	Localidade	COI	16S
<i>Moritschus henrici</i>	Ecuador	-	KU578904
<i>Moritschus henrici</i>	Ecuador: Quebrada Tsarik Ensa, Río Pastaza, Pastaza	-	MT874846
<i>Hypolobocera gorgonensis</i>	Colombia, Cauca	KU578957	KU578906
<i>Neostrengeria</i> sp. R649 C10	Colombia, Río Negro	KU578940	KU578881
<i>Hypolobocera gracilignatha</i>	Perú	KU578939	KU578880
<i>Neostrengeria lindigiana</i>	Colombia, Cundinamarca	MT852033	MT874847
<i>Neostrengeria macropa</i>	Colombia, Cundinamarca	KU578956	KU578905
<i>Neostrengeria macropa</i>	Colombia, Cundinamarca	MT852034	MT874848
<i>Hypolobocera bouvieri bouvieri</i>	Colombia, Caldas	KU578958	KU578907
<i>Hypolobocera bouvieri monticola</i>	Colombia, Santander	KU578959	KU578908
<i>Mokayathelphusa angelsotoi</i>	México, Veracruz	ON407122	ON406438
<i>Tehuana diabolis</i>	Mexico: Veracruz, Lago de Catemaco	MT852949	MT871971
<i>Tehuana diabolis</i>	México, Veracruz	OK165444	OK256892
<i>Phrygiopilus acanthophallus</i>	Guatemala, Río Quilila, Salamá	MT852056	MT871964
<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i>	Mexico: Chiapas, Villa de las Rosas	MT852053	MT871961
<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i>	Mexico	NC082147	NC082147
<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i>	Mexico	OP295767	OP295767
<i>Raddaus bocourti</i>	Mexico: Chiapas, Camino a San Isidro	MT852046	MT871953
<i>Raddaus mertensi</i>	Honduras, San Pedro Sula	MT852047	-
<i>Raddaus orestrius</i>	Honduras, San Pedro Sula	-	MT871955
<i>Raddaus orestrius</i>	Honduras, San Pedro Sula	KU578960	KU578909
<i>Potamocarcinus zilchi germani</i>	Honduras, Sudeste de San Pedro Sula	MT852054	MT871962

Espécie	Localidade	COI	16S
<i>Phrygiopilus montebelloensis</i>	México, Chiapas	MT852055	MT871963
<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371	NA	KU578936	KU578874
<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371	NA	-	KU578875
<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649	NA	KU578946	KU578888
<i>Potamocarcinus chajulensis</i>	México, Río Tzendales	-	MT868931
<i>Potamocarcinus magnus</i>	Costa Rica, Quebrada Ciccaba	MT852040	MT868932
<i>Potamocarcinus nicaraguensis</i>	Nicaragua, Río San Juan	MT852041	MT868933
<i>Potamocarcinus richmondi</i>	Panamá, Río Caipira	MT852042	MT868934
<i>Potamocarcinus</i> sp. LMT 2014	NA	-	KJ132617
<i>Eudaniela garmani</i>	Trinidad, Costa Norte	-	AJ130809
<i>Guinotia dentata</i>	Martinica, Rivière Alma	-	KU578854
<i>Guinotia dentata</i>	Martinica, Rivière Alma	-	KU578910
<i>Eudaniela</i> sp. R723-5	Venezuela, Los Caracas	KU578951	KU578894
<i>Guinotia dentata</i>	Antillas Occidentales	-	AY803567
CM05_0004	Ecuador: Pastaza, Río Afluente Anzu	PV839498	PV759701
CM07_0006	Ecuador: Napo, RíoSN Afluente Río Pashimbi	PV839497	PV759703
CM10_0009	Ecuador: Napo, Afluente Río Pashimbi1	PV839500	PV759704
CM13_00011	Ecuador: Pastaza, Río Afluente Anzu	PV839499	PV759702
Grupo Externo	Localidade	COI	16S
<i>Avotrichodactylus constrictus</i>	Mexico: Maquinas, Veracruz	MG344699	MG344668

3.5 Resultados

Foram geradas 29 sequências de COI e 31 de 16S rRNA para camarões da família Palaemonidae (Apêndice 1.1). No caso dos caranguejos, foram obtidas 8 sequências de COI e 8 16S rRNA de espécimens de Trichodactylidae e 4 sequências de COI e 4 de 16S rRNA para Pseudothelphusidae (Apêndice 2.1). Os espécimes coletados foram inicialmente identificados até nível de família para os caranguejos e até gênero e espécie para os camarões. Posteriormente, foram selecionados exemplares representativos para caracterização molecular baseada em sequências de COI e 16S rRNA. Para espécies já descritas, o BLAST de nucleotídeos exibiu $\geq 96\%$ de identidade com as sequências disponíveis, enquanto para possíveis novas espécies, os valores de similaridade foram inferiores a este limiar, conforme evidenciado nas matrizes de similaridade. Todas as sequências geradas neste estudo foram depositadas no GenBank do NCBI (Tabelas 1.1, 2.1 e 3.1). Os espécimes coletados serão depositados na coleção de invertebrados do Laboratório de Biologia Integrativa da Universidade Regional Amazônica Ikiam, e exemplares representativos serão também depositados no Instituto Nacional de Biodiversidade do Equador (INABIO).

Análise filogenética

Macrobrachium spp.

As análises filogenéticas dos genes concatenados 16S e COI resultaram em topologias similares, revelando dois grupos bem suportados de *Macrobrachium* spp. na área de estudo (Fig. 2.1). De acordo com a topologia obtida, a Linhagem 1 está mais relacionada com *M. brasiliense*, enquanto a Linhagem 2 mostra maior afinidade com *M. veredensis*, sendo que ambas as linhagens apresentam relação próxima com *M. borellii*.

A análise individual dos marcadores moleculares revelou padrões distintos de divergência genética (Tabela 4.1). Para o marcador 16S rDNA, as distâncias genéticas dentro da Linhagem 1 variaram entre 0,000% e 5,950% (média 1,250% \pm 1,976%), enquanto na Linhagem 2 variaram entre 1,790% e 4,780% (média 3,740% \pm 1,066%). Para o marcador COI, as distâncias intraespecíficas foram de 0,000% a 1,920% (média 0,453% \pm 0,545%) para a Linhagem 1 e de 2,240% a 10,860% (média 7,542% \pm

2,955%) para a Linhagem 2. A divergência entre as duas linhagens foi maior para ambos os marcadores. Para o 16S, a divergência interlinhagens variou entre 6,360% e 9,340% (média 8,220% \pm 0,656%), enquanto para COI a variação foi de 9,470% a 13,740% (média 11,025% \pm 1,930%). As distâncias genéticas entre as linhagens e seus grupos irmãos também foram significativas, com a Linhagem 1 apresentando divergência de 4,800% a 5,860% (média 4,770% \pm 0,289%) em relação a *M. brasiliense* para o 16S e de 8,780% a 9,970% (média 9,158% \pm 0,181%) para o COI. Por sua vez, a Linhagem 2 mostrou divergência de 5,980% a 7,370% (média 6,570% \pm 0,507%) em relação a *M. veredensis* para o 16S e de 9,470% a 10,670% (média 10,016% \pm 0,444%) para o COI (Tabela 4.1).

Os melhores modelos evolutivos foram selecionados pelo critério BIC: TVM+F+I+G4 para 16S, TNe+I para COI1, F81+F+I para COI2 e TIM2+F+G4 para COI3 (Tabela 5.1). A região 16S apresentou o maior número de sítios (507) e padrões únicos (255), enquanto as regiões do COI mostraram características evolutivas distintas, com COI3 apresentando alta informatividade (184 sítios informativos) e COI2 sendo mais conservada (199 sítios invariantes). A árvore filogenética resultante apresentou um comprimento total de 5,5638 e um log-likelihood de -9591,2864, com 26,84% do comprimento correspondendo a ramos internos.

Tabela 4.1 Distâncias genéticas (p não corrigidas) mínimas, máximas, médias e desvios padrão (%) entre espécies dos dois linajes de *Macrobrachium* (Linhagem 1 e Linhagem 2) e entre cada linhagem e seus grupos irmãos (*M. brasiliense* e *M. veredensis*), baseadas nos marcadores 16S e COI.

Linhagem/Espécie	16S	COI
	Min-Max (Média \pm DP)	Min-Max (Média \pm DP)
Linhagem 1	0,00%-5,95% (1,25% \pm 1,976%)	0,00%-1,92% (0,453% \pm 0,545%)
Linhagem 2	1,79%-4,78% (3,744% \pm 1,006%)	2,24%-10,86% (7,542% \pm 2,955%)
L1 vs L2	6.36%-9.34% (8.528% \pm 0.656%)	8.31%-13.74% (11.025% \pm 1.93%)
L1 vs. <i>M. brasiliense</i>	4,48%-5,86% (4,779% \pm 0,289%)	8,78%-9,47% (9,158% \pm 0,181%)
L2 vs <i>M. veredensis</i>	5,98%-7,37% (6,572% \pm 0,507%)	9,47%-10,67% (10,016% \pm 0,444%)

Tabela 5.1 Modelos evolutivos e estatísticas associadas para cada partição do conjunto de dados concatenados 16S e COI para análise filogenética da família Palaemonidae (Decapoda).

Partição	Modelo	LogL	AIC	AICc	BIC	Seq	Sítio	Únicos	Infor	Invar	Const
16S	TVM+F+I+G4	-5150,807	10321,614	10322,058	10363,899	52	507	255	191	262	262
COI1	TNe+I	-798,378	1604,756	1604,953	1618,126	33	209	71	33	161	161
COI2	F81+F+I	-3,833,504	776,7009	776,996	793,413	33	209	34	6	199	199
COI3	TIM2+F+G4	-3304,903	6625,806	6626,530	6652,507	33	208	200	184	8	8

Legenda: LogL = Log-verossimilhança; AIC = Critério de Informação de Akaike; AICc = Critério de Informação de Akaike corrigido; BIC = Critério de Informação Bayesiano; Seq = Número de sequências; Sítio = Número de sítios; Únicos = Número de padrões de sítios únicos; Infor = Número de sítios informativos para parcimônia; Invar = Número de sítios invariantes; Const = Número de sítios constantes.

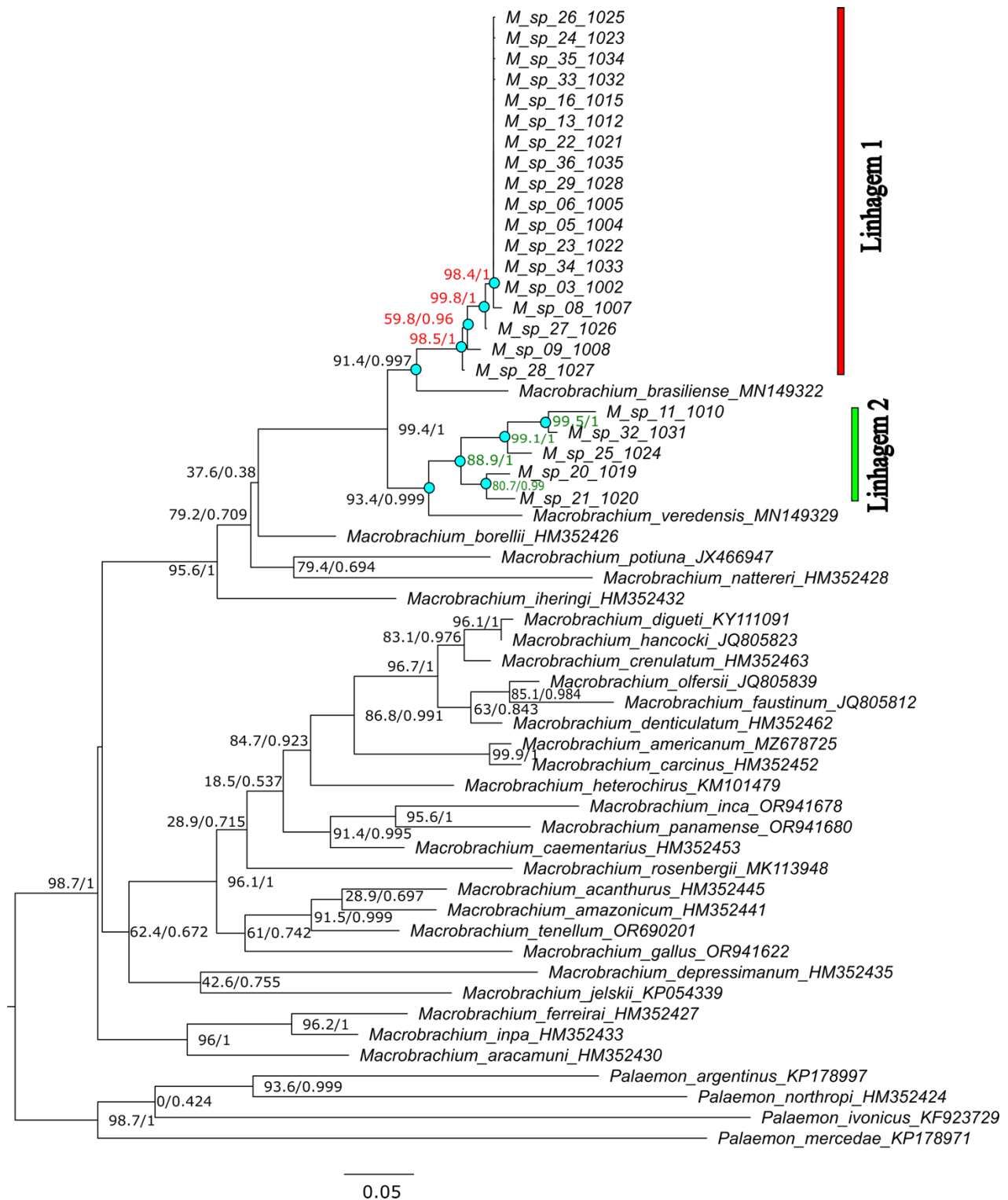


Figura 2.1 Árvore filogenética de camarões de água doce *Macrobrachium* spp. baseadas no teste Bayes aproximado utilizando o servidor web IQTREE. As cores representam a formação de clados com base no valor de suporte (SH-aLRT/aproximação de Bayes). O prefixo M_sp_ indica os espécimes do nosso estudo.

Trichodactylidae spp.

Para a Família Trichodactylidae, as análises filogenéticas dos genes concatenados 16S e COI resultaram em topologias similares, revelando dois grupos bem suportados na área de estudo (Fig. 3.1). A Linhagem 1 inclui seis espécimes (CM01, CM03, CM06, CM08, CM09, CM14) e a Linhagem 2 é composta por dois espécimes (CM02, CM11), sendo que esta última apresenta maior afinidade com *Valdivia serrata*, enquanto a Linhagem 1 aparece como grupo-irmão do clado formado pela Linhagem 2 e *V. serrata*.

As distâncias genéticas, calculadas separadamente para cada marcador, revelaram padrões diferenciados (Tabela 6.1). Para o gene 16S, a variabilidade genética dentro da Linhagem 1 variou de 0,52% a 3,259% (média 1,706% \pm 1,067%), enquanto na Linhagem 2 foi de 2,422% (sem desvio padrão calculável por haver apenas uma comparação intraespecífica). Para o gene COI, a Linhagem 1 apresentou divergência intraespecífica de 0% a 1,36% (média 0,745% \pm 0,575%), e a Linhagem 2 apresentou 1,813% de divergência (também sem desvio padrão calculável). A divergência entre as duas linhagens não foi possível calcular para o 16S devido à ausência de dados comparáveis (NA na Tabela 6.1). No entanto, as distâncias genéticas entre a Linhagem 1 e *V. serrata* para o gene 16S variaram de 8,997% a 10,208% (média 9,315% \pm 0,218%), enquanto para a Linhagem 2 e *V. serrata* as distâncias variaram de 4,697% a 4,892% (média 4,795% \pm 0,138%), reforçando a maior afinidade da Linhagem 2 com *V. serrata*. Para o gene COI, as distâncias entre a Linhagem 1 e *V. serrata* variaram de 13,178% a 13,798% (média 13,54% \pm 0,233%), e entre a Linhagem 2 e *V. serrata* variaram de 4,496% a 4,806% (média 4,651% \pm 0,219%).

Os melhores modelos evolutivos foram selecionados pelo critério BIC: TIM3+F+I+G4 para 16S, TNe+G4 para COI1, F81+F+I para COI2 e TIM+F+G4 para COI3 (Tabela 7.1). A região 16S apresentou o maior número de sítios (590) e padrões únicos (357), enquanto as regiões do COI mostraram características evolutivas distintas, com COI3 apresentando alta informatividade (183 sítios informativos) e COI2 sendo mais conservada (205 sítios invariantes). A árvore filogenética resultante apresentou um comprimento total de 4,5343 e um log-likelihood de -11950,4752, com 45,14% do comprimento correspondendo a ramos internos, indicando uma estrutura filogenética bem resolvida.

Tabela 6.1 Distâncias genéticas (p não corrigidas) mínimas, máximas, médias e desvios padrão (%) entre espécimes das duas linhagens de Trichodactylidae (Linhagem 1 e Linhagem 2) e entre cada linhagem e sua espécie mais próxima (*Valdivia serrata*), baseadas nos marcadores 16S e COI. NA (Não Aplicável) indica ausência de valor de desvio padrão quando há apenas uma comparação possível, ou ausência de dados comparáveis entre grupos.

Linhagem/Espécie	16S	COI
	Min-Max (Média±DP)	Min-Max (Média±DP)
Linhagem 1	0.52%-3.259% (1.706%±1.063%)	0%-1.36% (0.745%±0.575%)
Linhagem 2	2.422%-2.422% (2.422%±NA%)	1.813%-1.813% (1.813%±NA%)
L1 vs CM11_1148	8.997%-10.208% (9.314%±0.518%)	NA
L2 vs <i>Valdivia serrata</i> _KU578922.1	4.697%-4.892% (4.795%±0.138%)	NA
L1 vs <i>Valdivia serrata</i> _KU578962.1	NA	13.178%-13.798% (13.54%±0.233%)
L2 vs <i>Valdivia serrata</i> _KU578962.1	NA	4.496%-4.806% (4.651%±0.219%)

Tabela 7.1 Modelos evolutivos e estatísticas associadas para cada partição do conjunto de dados concatenados 16S e COI para análise filogenética da família Trichodactylidae (Decapoda).

Partição	Modelo	LogL	AIC	AICc	BIC	Seq	Sítio	Únicos	Infor	Invar	Const
16S	TIM3+F+I+G4	-5519,166	11056,333	11056,643	11095,754	58	590	357	208	288	288
COI1	TNe+G4	-1250,740	2509,479	2509,665	2523,073	57	221	94	54	158	158
COI2	F81+F+I	-465,535	941,071	941,349	958,061	57	221	59	11	205	205
COI3	TIM+F+G4	-4808,769	9633,539	9634,222	9660,688	57	220	206	183	19	19

Legenda: LogL = Log-verossimilhança; AIC = Critério de Informação de Akaike; AICc = Critério de Informação de Akaike corrigido; BIC = Critério de Informação Bayesiano; Seq = Número de sequências; Sítio = Número de sítios; Únicos = Número de padrões de sítios únicos; Infor = Número de sítios informativos para parcimônia; Invar = Número de sítios invariantes; Const = Número de sítios constantes.



Figura 3.1 Árvore filogenética de caranguejos de água doce da família Trichodactylidae baseada no teste de Bayes aproximado utilizando o servidor web IQTREE. As cores representam a formação de clados com base no valor de suporte (SH-aLRT/aproximação de Bayes). O prefixo CM indica os espécimes do nosso estudo.

Pseudothelphusidae spp.

A análise do concatenado dos genes 16S e COI evidenciou que os espécimes de Pseudothelphusidae da área de estudo formam dois grupos distintos bem suportados (Fig. 4.1). A Linhagem 1, composta por dois espécimes (CM05, CM13), apresenta maior proximidade com *Hypolobocera bouvieri*, enquanto a Linhagem 2, formada por dois espécimes (CM07, CM10), está mais relacionada com *Moritschus henrici*, conforme evidenciado tanto pela topologia da árvore filogenética quanto pelos padrões de divergência genética.

As distâncias genéticas, calculadas separadamente para cada marcador molecular (Tabela 8.1), revelaram padrões distintos de divergência. Para o gene 16S, a variabilidade genética dentro da Linhagem 1 foi de 0,344% (sem desvio padrão calculável por haver apenas uma comparação possível), enquanto na Linhagem 2 foi de 0,340% (também sem desvio padrão calculável). Para o marcador COI, a divergência intraespecífica foi de 0,845% na Linhagem 1 e de 0,982% na Linhagem 2. Para o gene 16S, a Linhagem 1 apresentou distâncias em relação ao espécime CM07_0006 variando entre 9,014% e 9,386% (média 9,2% \pm 0,263%), enquanto a Linhagem 2 mostrou maior proximidade genética com *Moritschus henrici* (KU578904), com distância de 0,951%. Para o gene COI, a Linhagem 1 apresentou distâncias de 10,182% a 10,486% (média 10,334% \pm 0,215%) em relação a *Hypolobocera bouvieri bouvieri* (KU578958), e a Linhagem 2 mostrou distâncias de 9,589% a 9,742% (média 9,665% \pm 0,107%) em relação a *H. gorgonensis* (KU578957).

Alguns valores de distância genética não puderam ser calculados (indicados como NA na Tabela 8.1), particularmente quando não havia sequências disponíveis para comparação entre certos grupos taxonômicos, como no caso da comparação entre a Linhagem 1 e *M. henrici* para o gene COI. Isto ocorre devido a limitações nas sequências disponíveis no GenBank para algumas das espécies analisadas.

Os melhores modelos evolutivos foram selecionados pelo critério BIC: TIM3+F+G4 para 16S, TNe+G4 para COI1, F81+F+I para COI2 e TPM2+F+G4 para COI3 (Tabela 9.1). A região 16S apresentou o maior número de sítios (590) e padrões únicos (280), enquanto as regiões do COI mostraram características evolutivas distintas, com COI3 apresentando alta informatividade (177 sítios

informativos) e COI2 sendo mais conservada (219 sítios invariantes). A árvore filogenética resultante apresentou um comprimento total de 3,6345 e um log-likelihood de -8241,6628, com 37,25% do comprimento correspondendo a ramos internos.

Tabela 8.1 Distâncias genéticas (p não corrigidas) mínimas, máximas, médias e desvios padrão (%) entre espécimes das duas linhagens de Pseudothelphusidae (Linhagem 1 e Linhagem 2) e entre cada linhagem e suas espécies mais próximas (*Hypolobocera bouvieri*, *H. gorgonensis* e *Moritschus henrici*), baseadas nos marcadores 16S e COI. NA (Não Aplicável) indica ausência de desvio padrão quando há apenas uma comparação possível ou ausência de dados comparáveis entre determinados grupos taxonômicos.

Linhagem/espécie	16S	COI
	Min-Max (Média±DP)	Min-Max (Média±DP)
Linhagem 1	0.344%-0.344% (0.344%±NA%)	0.845%-0.845% (0.845%±NA%)
Linhagem 2	0.34%-0.34% (0.34%±NA%)	0.982%-0.982% (0.982%±NA%)
L1 vs CM07_0006	9.014%-9.386% (9.2%±0.263%)	NA
L2 vs <i>Moritschus henrici</i> _KU578904	0.951%-0.951% (0.951%±0%)	NA
L1 vs <i>Hypolobocera bouvieri</i> _KU578958	NA	10.182%-10.486% (10.334%±0.215%)
L2 vs <i>Hypolobocera gorgonensis</i> _KU578957	NA	9.589%-9.741% (9.665%±0.107%)

Tabela 9.1 Modelos evolutivos e estatísticas associadas para cada partição do conjunto de dados concatenados 16S e COI para análise filogenética da família Pseudothelphusidae (Decapoda).

Partição	Modelo	LogL	AIC	AICc	BIC	Seq	Sítio	Únicos	Infor	Invar	Const
16S	TIM3+F+G4	-3815,608	7647,215	7647,463	7682,256	41	590	280	175	353	353
COI1	TNe+G4	-914,2714	1836,543	1836,715	1850,415	31	237	82	33	183	183
COI2	F81+F+I	-510,744	1031,488	1031,747	1048,849	31	238	55	6	219	219
COI3	TPM2+F+G4	-3030,824	6075,648	6076,135	6099,954	31	238	206	177	41	41

Legenda: LogL = Log-verossimilhança; AIC = Critério de Informação de Akaike; AICc = Critério de Informação de Akaike corrigido; BIC = Critério de Informação Bayesiano; Seq = Número de sequências; Sítio = Número de sítios; Únicos = Número de padrões de sítios únicos; Infor = Número de sítios informativos para parcimônia; Invar = Número de sítios invariantes; Const = Número de sítios constantes.

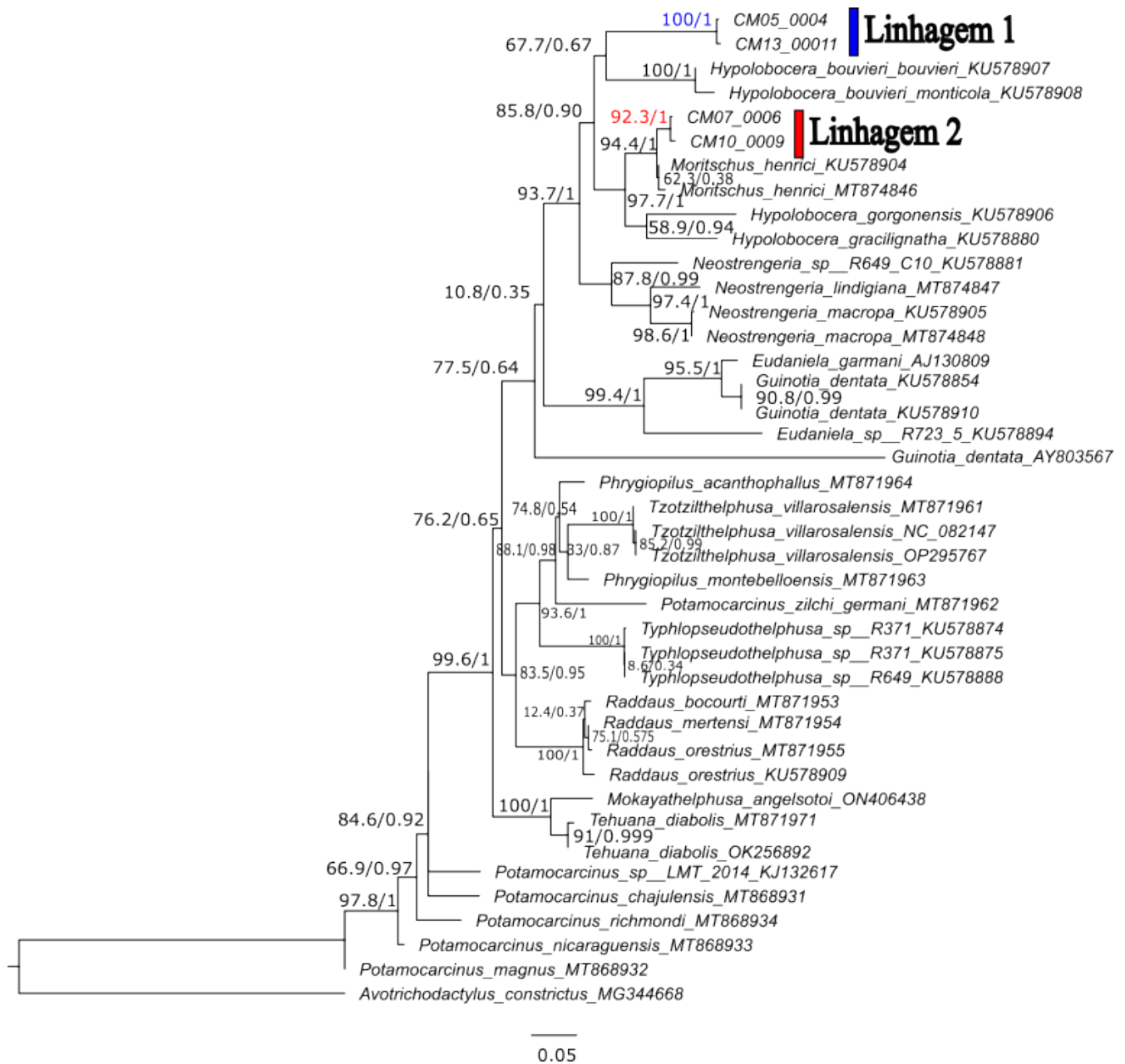


Figura 4.1 Árvore filogenética de caranguejos de água doce da família Pseudothelphusidae baseada no teste de Bayes aproximado utilizando o servidor web IQTREE. As cores representam a formação de clados com base no valor de suporte (SH-aLRT/aproximação de Bayes). O prefixo CM indica os espécimes do nosso estudo.

3.6 Discussão

Nossa análise molecular de crustáceos decápodes da bacia superior do Rio Napo revelou uma diversidade críptica potencial na região, evidenciando a importância desta região pouco estudada como uma área de biodiversidade de organismos dulcícolas. A utilização dos genes mitocondriais concatenados (16S e COI) permitiu identificar dois grupos geneticamente distintos em *Macrobrachium* spp., Trichodactylidae e Pseudothelphusidae, sugerindo a presença de possíveis novas espécies ou linhagens evolutivas únicas. As altas divergências genéticas observadas entre as espécies estudadas sugerem que os processos de especiação na região amazônica podem ser mais complexos e antigos do que previamente considerado (HOORN et al., 2010), possivelmente influenciados pela complexa história geológica e heterogeneidade ambiental da região (LESSMANN et al., 2016).

A diversidade de crustáceos decápodes encontrada na bacia superior do Rio Napo pode ser explicada pela heterogeneidade ambiental da região, que compreende um gradiente altitudinal significativo, gerando diversos microhabitats (COSTA-ARAÚJO et al., 2021). Este padrão de diversificação é consistente com estudos recentes que têm revelado uma diversidade oculta significativa em crustáceos de água doce neotropicais (SOUZA-CARVALHO et al., 2017; MANTELATTO et al., 2024). A ausência de registros prévios de algumas espécies na literatura científica (CAMPOS, 1985; GARCÍA-DÁVILA; MAGALHÃES, 2003; MAGALHÃES et al., 2016; CAMPOS; CAMPOS, 2017; CAMPOS; CAMPOS, 2020; DE GRAVE et al., 2023), somada às altas divergências genéticas observadas, indica que a região pode abrigar uma fauna única de crustáceos decápodes. Enquanto espécies como *Moritschus henrici* e *Valdivia serrata* já possuem registros na Amazônia equatoriana, outras como *Macrobrachium amazonicum*, *M. carcinus* e várias espécies de Pseudothelphusidae e Trichodactylidae não foram encontradas durante nossa amostragem, sugerindo que a diversidade real pode ser ainda maior.

As divergências genéticas para os genes COI e 16S são superiores ao limiar de 2-3% comumente utilizado para delimitar espécies em crustáceos decápodes (MATZEN DA SILVA et al., 2011). A análise combinada destes marcadores fornece uma resolução mais robusta das relações filogenéticas, permitindo

tanto a delimitação de espécies quanto a validação de relações genéricas. Os padrões filogenéticos recuperados indicam que a diversificação na Amazônia ocidental pode estar associada a mecanismos evolutivos estratificados temporalmente, incluindo isolamento vicariante durante eventos paleogeográficos e adaptações a nichos ecológicos divergentes. Estes processos estão possivelmente relacionados com a complexa história geológica da região, incluindo eventos como a formação do sistema Pebas durante o Mioceno e o posterior desenvolvimento da drenagem moderna do Amazonas (HOORN et al., 2010; ANGER et al., 2013). A heterogeneidade ambiental resultante desses processos geológicos, combinada com as flutuações climáticas do Pleistoceno, pode ter criado oportunidades para isolamento e diferenciação das populações de crustáceos decápodes na bacia superior do Rio Napo (COSTA-ARAÚJO et al., 2021). A presença de linhagens geneticamente distintas em uma área relativamente pequena indica que processos de especiação local podem estar ocorrendo, consistente com outros estudos em áreas de transição andino-amazônicas (RODRÍGUEZ; VON STERNBERG, 1998; CAMPOS, 2014).

Os padrões de diversidade críptica e as altas distâncias genéticas observados neste estudo são consistentes com achados em outras regiões neotropicais. As análises moleculares revelaram divergências genéticas significativas entre as linhagens de *Macrobrachium* identificadas na bacia do rio Napo. A divergência entre as duas linhagens variou de 6,36% a 9,34% (média 8,22%) para o gene 16S e de 9,47% a 13,74% (média 11,03%) para COI, valores que excedem os limiares típicos de variação intraespecífica. A Linhagem 1 de *Macrobrachium* apresentou divergência média de 4,77% em relação a *M. brasiliense* para o 16S e 9,16% para COI, enquanto a Linhagem 2 mostrou divergência média de 6,57% em relação a *M. veredensis* para o 16S e 10,02% para COI. Estes valores são consistentes com os relatados em estudos sobre diversidade críptica em decápodes neotropicais. Por exemplo, ROSSI et al. (2020) descreveram *Macrobrachium veredensis*, morfologicamente similar a *M. brasiliense*, mas com divergências genéticas de 7,0-8,5% para 16S e 11,8-12,5% para COI.

Para os caranguejos Trichodactylidae, a divergência entre a Linhagem 2 e *Valdivia serrata* foi de 4,80% para o 16S e 4,65% para COI, enquanto a Linhagem 1 apresentou divergências mais elevadas (9,32% para 16S e 13,54% para COI), sugerindo que a primeira representa possivelmente uma variação populacional, enquanto a segunda pode constituir uma espécie não descrita. Estes valores são

comparáveis aos encontrados por BARIOTO et al. (2024) em análises genômicas de *Trichodactylus fluviatilis* e *T. petropolitanus*, que revelaram diferenças significativas no tamanho do genoma entre espécies de Trichodactylidae com desenvolvimento direto. Para Pseudothelphusidae, as duas linhagens identificadas mostraram afinidades distintas, com a Linhagem 2 apresentando alta similaridade com *Moritschus henrici* (divergência de apenas 0,95% para 16S). DANIELS et al. (2024) observaram padrões semelhantes em Potamonautidae da África do Sul, onde a especiação em caranguejos de água doce montanos foi fortemente influenciada por gradientes altitudinais, com divergências genéticas significativas entre populações de diferentes sistemas montanhosos. Estes resultados corroboram estudos com caranguejos de água doce na Colômbia e Equador que demonstram a importância da topografia acidentada e das variações altitudinais na diversificação de espécies (CAMPOS; CAMPOS, 2020). A região andina, com suas cadeias montanhosas complexas e diversos ambientes distintos, abriga a maior riqueza de espécies de Pseudothelphusidae (56,4% das espécies colombianas), reforçando a ideia de que ecossistemas de água doce neotropicais, particularmente em regiões montanhosas e de transição, são hotspots de biodiversidade que abrigam uma diversidade críptica significativa ainda a ser descoberta.

Embora não tenhamos incluído análises detalhadas de fatores ambientais neste capítulo, observações preliminares sugerem uma possível segregação das espécies de acordo com gradientes altitudinais e ambientais. A presença de dois grupos geneticamente distintos em cada uma das três famílias estudadas, com divergências genéticas superiores aos limiares estabelecidos para genes concatenados em decápodes (MATZEN DA SILVA et al., 2011), sugere a existência de espécies crípticas ainda não descritas ou linhagens evolutivas únicas. Eventos geológicos e ambientais, como a formação de microhabitats e variações climáticas, podem ter influenciado a separação dessas linhagens, refletindo padrões de diversidade que são consistentes com outros estudos na região amazônica (MURPHY; AUSTIN, 2005; RIVERA-PÉREZ et al., 2024).

As implicações destes achados são importantes para a compreensão dos processos de diversificação dos crustáceos de água doce na região amazônica. A ocorrência de grupos geneticamente distintos em uma área relativamente pequena da bacia superior do Rio Napo sugere que processos de especiação local podem estar ocorrendo, possivelmente influenciados pela complexa história geológica e heterogeneidade ambiental da região (LESSMANN et al., 2016). Este padrão é consistente com outros

estudos em áreas de transição andino-amazônicas, onde a topografia acidentada e as variações altitudinais têm sido associadas à diversificação de diversos grupos de organismos aquáticos (RODRÍGUEZ; VON STERNBERG, 1998; MAGALHÃES, 2005; CAMPOS; CAMPOS, 2017). A identificação de linhagens evolutivas únicas em cada uma das três famílias estudadas tem implicações importantes para a conservação, especialmente considerando que a região enfrenta crescentes pressões antropogênicas (RIVERA-PÉREZ et al., 2024). Essas pressões, como a perda de vegetação ribeirinha e o aumento da erosão das margens, podem impactar negativamente a abundância e diversidade desses crustáceos. A preservação da heterogeneidade ambiental e da integridade dos habitats é fundamental para manter os processos evolutivos e a diversidade críptica observada nessas espécies de crustáceos decápodes de água doce.

Este estudo apresenta algumas limitações metodológicas que devem ser consideradas. A principal delas refere-se ao método de coleta empregado, que pode ter influenciado particularmente a amostragem de caranguejos. O uso de armadilhas tipo covó com iscas poderia ter aumentado a eficiência na captura desses organismos, proporcionando uma amostragem mais representativa. Adicionalmente, o tamanho da amostra para certas espécies e regiões geográficas foi relativamente limitado, potencialmente restringindo nossa capacidade de capturar completamente a diversidade genética dentro desses grupos. A integração de dados morfológicos e ecológicos mais abrangentes, assim como a inclusão de marcadores nucleares adicionais, poderia fornecer uma compreensão mais holística dos limites das espécies e relações evolutivas.

Pesquisas futuras na bacia superior do rio Napo devem priorizar uma amostragem mais abrangente, empregando métodos complementares de coleta. A integração de marcadores moleculares adicionais, incluindo genes nucleares, com análises morfológicas detalhadas, poderia fornecer uma resolução mais robusta das relações filogenéticas e processos de especiação. Estudos detalhados de taxonomia comparada serão fundamentais para identificar e caracterizar os caracteres morfológicos diagnósticos que diferenciam estas potenciais novas espécies das já descritas. A compreensão mais precisa da diversidade e distribuição desses crustáceos é essencial para avaliar potenciais impactos das mudanças ambientais e atividades humanas, contribuindo para o desenvolvimento de estratégias de

conservação mais informadas para esses importantes componentes dos ecossistemas de água doce neotropicais.

3.7 Conclusões

Este estudo revelou padrões de divergência genética significativa em crustáceos decápodes da bacia superior do Rio Napo. A análise molecular utilizando os marcadores mitocondriais 16S e COI identificou grupos geneticamente distintos em *Macrobrachium* spp., Trichodactylidae e Pseudothelphusidae, sugerindo a presença de possíveis unidades evolutivas ainda não descritas nesta região biogeograficamente singular. As distâncias genéticas observadas, que ultrapassam o limiar de 2-3% amplamente utilizado como indicador de isolamento reprodutivo em crustáceos decápodes, apontam para processos históricos de diversificação complexos, potencialmente associados à heterogeneidade ambiental e à dinâmica geológica da Amazônia ocidental. Embora os dados moleculares sugiram a existência de linhagens crípticas, reconhecemos que a confirmação taxonômica formal requer a integração com análises morfológicas detalhadas, as quais não foram realizadas neste estudo. Esta limitação metodológica ressalta a importância de investigações futuras que combinem caracteres fenotípicos, dados ecológicos e marcadores genômicos multilocus para testar hipóteses de especiação. Ainda assim, os padrões filogenéticos recuperados fornecem evidências preliminares robustas para priorizar grupos-alvo em esforços de conservação. Os resultados destacam a bacia superior do Rio Napo como um *hotspot* de diversificação críptica para crustáceos dulciaquícolas, particularmente vulnerável a pressões antrópicas. Estratégias de manejo adaptativo, aliadas a inventários taxonômicos integrativos, serão essenciais para proteger este patrimônio biológico ainda pouco conhecido.

3.8 Referências

- ÁLVAREZ, F.; OJEDA, J. C.; SOUZA-CARVALHO, E.; VILLALOBOS, J. L.; MAGALHÃES, C.; WEHRTMANN, I. S.; MANTELATTO, F. L. Revision of the higher taxonomy of Neotropical freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae, based on multigene and morphological analyses. *Zoological Journal of the Linnean Society*, v. 193, n. 3, p. 973-1001, 2021.
- ANGER, K. Neotropical *Macrobrachium* (Caridea: Palaemonidae): on the biology, origin, and radiation of freshwater-invading shrimp. *Journal of Crustacean Biology*, v. 33, n. 2, p. 151-183, 2013.
- ANISIMOVA, M.; GIL, M.; DUFAYARD, J. F.; DESSIMOZ, C.; GASCUEL, O. Survey of branch support methods demonstrates accuracy, power, and robustness of fast likelihood-based approximation schemes. *Systematic Biology*, v. 60, n. 5, p. 685-699, 2011.
- BARIOTO, J. G.; MORAES, I. R. R.; CASTILHO, A. L. A first report of the genome size for the freshwater-crab family Trichodactylidae (Decapoda: Brachyura). *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 1, 2024.
- BENONE, N. L.; LEAL, C. G.; DOS SANTOS, L. L.; MENDES, T. P.; HEINO, J.; DE ASSIS MONTAG, L. F. Unravelling patterns of taxonomic and functional diversity of Amazon stream fish. *Aquatic Sciences*, v. 82, p. 1-11, 2020.
- BOUBLI, J. P.; JANIÁK, M. C.; PORTER, L. M.; DE LA TORRE, S.; CORTÉS-ORTIZ, L.; DA SILVA, M. N.; MESSIAS, M.; HRBEK, T.; FARIAS, I. P.; ROOS, C. Ancient DNA of the pygmy marmoset type specimen *Cebuella pygmaea* (Spix, 1823) resolves a taxonomic conundrum. *Zoological Research*, v. 42, n. 6, p. 761, 2021.
- CABRERA, M.; CAPPARELLI, M. V.; ÑACATO-CH, C.; MOULATLET, G. M.; LÓPEZ-HERAS, I.; DÍAZ GONZÁLEZ, M.; ALVEAR-S, D.; RICO, A. Effects of intensive agriculture and urbanization on water quality and pesticide risks in freshwater ecosystems of the Ecuadorian Amazon. *Chemosphere*, [s.l.], v. 337, p. 139286, 2023.
- CAMPOS, M. R. Decápodos de agua dulce del Suborden Brachyura reportados para Colombia. *Caldasia*, v. 14, n. 67/70, p. 265-284, 1985.
- CAMPOS, M. R. Crustáceos decápodos de agua dulce de Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, 2014.

- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Species diversity of freshwater decapod crustaceans (crabs and shrimps) from Colombia. *Crustaceana*, v. 90, n. 7-10, p. 883-908, 2017.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Distribution and species diversity of freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae in Colombia (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Nauplius*, v. 28, e2020036, 2020.
- CAPPARELLI, M. V.; CABRERA, M.; RICO, A.; LUCAS-SOLIS, O.; ALVEAR-S, D.; VASCO, S.; GALARZA, E.; SHIGUANGO, L.; PINOS-VELEZ, V.; PÉREZ-GONZÁLEZ, A.; ESPINOSA, R.; MOULATLET, G. M. An integrative approach to assess the environmental impacts of gold mining contamination in the amazon. *Toxics*, [s.l.], v. 9, n. 7, p. 149, 2021.
- CARVAJAL, V. L.; SEGOVIA, E. A.; ANDRADE, S.; CARRERA, C. E. Nuevos datos sobre la distribución de *Acetes paraguayensis* Hansen, 1919 (Decapoda: Sergestidae) para el Ecuador. *Revista Politécnica*, v. 41, n. 2, p. 1-8, 2023.
- CARVALHO, F. L.; PILEGGI, L. G.; MANTELATTO, F. L. Molecular data raise the possibility of cryptic species in the Brazilian endemic prawn *Macrobrachium potiuna* (Decapoda, Palaemonidae). *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 4, p. 707-717, 2013.
- CARVALHO, F.L.; MAGALHÃES, C.; MANTELATTO, F.L. A molecular and morphological approach on the taxonomic status of the Brazilian species of *Palaemon* (Decapoda, Palaemonidae). *Zoologica Scripta*, 49, 101-116, 2020.
- COSTA-ARAÚJO, R.; SILVA, D. A.; FARIAS, I. P.; BOUBLI, J. P.; ROSSI, R. V.; CANALE, G. R.; MELO, F. R.; BERTUOL, F.; SILVA, F. E.; HRBEK, T. An integrative analysis uncovers a new, pseudo-cryptic species of Amazonian marmoset (Primates: Callitrichidae: Mico) from the arc of deforestation. *Scientific reports*, v. 11, n. 1, 2021.
- CUMBERLIDGE, N.; DANIELS, S. R. A new multilocus phylogeny reveals overlooked diversity in African freshwater crabs (Brachyura: Potamoidea): a major revision with new higher taxa and genera. *Zoological Journal of the Linnean Society*, v. 194, n. 4, p. 1268-1311, 2022.
- DANIELS, S. R.; PEER, N.; MYBURGH, A. M.; BARNES, A.; KLAUS, S. Let's get high: Cladogenesis in freshwater crabs (Decapoda: Potamonautidae: *Potamonautes*) supports the mountain gradient speciation hypothesis in the Cape Fold and Drakensberg Mountains, South Africa. *Ecology and Evolution*, v. 14, e10960, 2024.
- DECANET eds. DecaNet. Disponível em: <https://www.decanet.info>. Acesso em: 18 abr. 2025.

- DE GRAVE, S.; DECOCK, W.; DEKEYZER, S.; DAVIE, P. J. F.; FRANSEN, C. H. J. M.; BOYKO, C. B.; SANTOS, S. Benchmarking global biodiversity of decapod crustaceans (Crustacea: Decapoda). *Journal of Crustacean Biology*, v. 43, n. 3, p. ruad042, 2023.
- FUNK, W. C.; CAMINER, M.; RON, S. R. High levels of cryptic species diversity uncovered in Amazonian frogs. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, v. 279, n. 1734, p. 1806–1814, 2011.
- GALARZA, E.; CABRERA, M.; ESPINOSA, R.; ESPITIA, E.; MOULATLET, G.M.; CAPPARELLI, M.V. Assessing the quality of amazon aquatic ecosystems with multiple lines of evidence: the case of the Northeast Andean foothills of Ecuador. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 107, p. 52-61, 2021.
- GARCÍA-DÁVILA, C. R.; MAGALHÃES, C. Revisão taxonômica dos camarões de água doce (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae, Sergestidae) da Amazônia Peruana. *Acta Amazonica*, v. 33, n. 4, p. 663-686, 2003.
- GENEIOUS PRIME. Version 2024.0.2. [S.l.]: Biomatters Ltd., 2024. Disponível em: <https://manual.geneious.com/en/latest/9-Alignments.html>. Acesso em: 25 set. 2024.
- HAZZI, N. A.; MORENO, J. S.; ORTIZ-MOVLIAV, C.; PALACIO, R. D. Biogeographic regions and events of isolation and diversification of the endemic biota of the tropical Andes. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, v. 115, n. 31, p. 7985-7990, 2018.
- HOORN, C.; WESSELINGH, F. P.; TER STEEGE, H.; BERMUDEZ, M. A.; MORA, A.; SEVINK, J.; SANMARTÍN, I.; SANCHEZ-MESEGUER, A.; ANDERSON, C. L.; FIGUEIREDO, J. P.; JARAMILLO, C.; RIFF, D.; NEGRI, F. R.; HOOGHIEMSTRA, H.; LUNDBERG, J.; STADLER, T.; SÄRKINEN, T.; ANTONELLI, A. Amazonia through time: Andean uplift, climate change, landscape evolution, and biodiversity. *Science*, v. 330, n. 6006, p. 927-931, 2010.
- LESSMANN, J.; GUAYASAMIN, J.M.; CASNER, K.L.; FLECKER, A.S.; FUNK, W.C.; GHALAMBOR, C.K.; GILL, B.A.; JÁCOME-NEGRETE, I.; KONDRATIEFF, B.C.; POFF, L.N.; SCHRECKINGER, J.; THOMAS, S.A.; TORAL-CONTRERAS, E.; ZAMUDIO, K.R.; ENCALADA, A.C. Freshwater vertebrate and invertebrate diversity patterns in an Andean-Amazon basin: implications for conservation efforts. *Neotropical Biodiversity*, v. 2, n. 1, p. 99-114, 2016.

- LIU, M. Y.; CAI, Y. X.; TZENG, C. S. Molecular Systematics of the Freshwater Prawn Genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae) Inferred from mtDNA Sequences, with Emphasis on East Asian Species. *Zoological Studies*, v. 46, n. 3, p. 272-289, 2007.
- MAGALHÃES, C. A new species of freshwater crab (Decapoda: Pseudothelphusidae) from the southeastern Amazon Basin. *Nauplius*, v. 13, n. 2, p. 177-186, 2005.
- MAGALHÃES, C.; CAMPOS, M.R.; COLLINS, P.A.; MANTELATTO, F.L. Diversity, distribution and conservation of freshwater crabs and shrimps in South America. Em: A Global Overview of the Conservation of Freshwater Decapod Crustaceans, p. 303-322, 2016.
- MANTELATTO, F. L.; MAGALHÃES, C.; SOUZA-CARVALHO, E. A.; PANTALEÃO, J. A. F.; WEHRTMANN, I. S. Multi-gene phylogeny of the primary freshwater crab genus *Ptychophallus* Smalley, 1964 (Pseudothelphusidae: Ptychophallinae) from the Neotropical region. *Zoology*, v. 164, p. 126169, 2024.
- MATZEN DA SILVA, J.; CREER, S.; DOS SANTOS, A.; COSTA, A.C.; CUNHA, M.R.; COSTA, F.O.; CARVALHO, G.R. Systematic and evolutionary insights derived from mtDNA COI barcode diversity in the Decapoda (Crustacea: Malacostraca). *PLoS One*, v. 6, n. 5, e19449, 2011.
- MCNAMARA, J. C.; FREIRE, C. A.; TORRES JR, A. H.; FARIA, S. C. The conquest of fresh water by the palaemonid shrimps: an evolutionary history scripted in the osmoregulatory epithelia of the gills and antennal glands. *Biological Journal of the Linnean Society*, v. 114, n. 3, p. 673-688, 2015.
- MEYER, C. P.; PAULAY, G. DNA barcoding: error rates based on comprehensive sampling. *PLoS Biology*, v. 3, n. 12, p. e422, 2005.
- MINH, B. Q.; SCHMIDT, H. A.; CHERNOMOR, O.; SCHREMPF, D.; WOODHAMS, M. D.; VON HAESLER, A.; LANFEAR, R. IQ-TREE 2: New models and efficient methods for phylogenetic inference in the genomic era. *Molecular Biology and Evolution*, v. 37, n. 5, p. 1530-1534, 2020.
- MURPHY, N. P.; AUSTIN, C. M. Phylogenetic relationships of the globally distributed freshwater prawn genus *Macrobrachium* (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae): biogeography, taxonomy and the convergent evolution of abbreviated larval development. *Zoologica Scripta*, v. 34, n. 2, p. 187-197, 2005.
- NANOPORE PROTOCOL. (2008). *PCR barcoding (96) amplicons (SQK-LSK109)*.

- PALUMBI, S. R.; MARTIN, A.; ROMANO, S.; MCMILLAN, W. O.; STICE, L.; GRABOWSKI, G. The simple fool's guide to PCR. Honolulu: Department of Zoology and Kewalo Marine Laboratory, University of Hawaii, 2002.
- PEREIRA, G.; DE STEFANO, H.; STATON, J.; FARRELL, B. Phylogenetic relationships in some species of the genus *Macrobrachium* based on nucleotide sequences of the mitochondrial gene Cytochrome Oxidase I. *Modern approaches to the study of Crustacea*, p. 319-322, 2002.
- REYNOLDS, J.; SOUTY-GROSSET, C.; RICHARDSON, A. Ecological roles of crayfish in freshwater and terrestrial habitats. *Freshwater Crayfish*, v. 19, n. 2, p. 197-218, 2013.
- RIVERA-PÉREZ, J. M.; CRUZ, G. M.; PENHA, I. C. D. S.; JUEN, L. Habitat integrity and interspecific relationships affect the diversity of freshwater crabs in eastern Amazon streams. *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 3, p. ruae044, 2024.
- RODRÍGUEZ, G.; VON STERNBERG, R. A revision of the freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae (Decapoda: Brachyura) from Ecuador. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, v. 111, p. 110-139, 1998.
- ROSSI, N.; MAGALHAES, C.; MESQUITA, E.R.; MANTELATTO, F.L. Uncovering a hidden diversity: a new species of freshwater shrimp *Macrobrachium* (Decapoda: Caridea: Palaemonidae) from Neotropical region (Brazil) revealed by morphological review and mitochondrial genes analyses. *Zootaxa*, v. 4732, n. 1, p. 177-195, 2020.
- SOUZA-CARVALHO, E. A.; MAGALHÃES, C.; MANTELATTO, F. L. Molecular phylogeny of the *Trichodactylus fluviatilis* Latreille, 1828 (Brachyura: Trichodactylidae) species complex. *Journal of Crustacean Biology*, v. 37, n. 4, p. 375-383, 2017.
- TEROSSI, M.; CARDOSO, I. How many species of shrimps (Decapoda: Caridea, Dendrobranchiata, Stenopodidea) in Brazil? Diversity, geographic distribution, and history of taxonomic studies based on the *Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil (Taxonomic Catalog of the Brazilian Fauna)*. *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 4, p. ruae070, 2024.
- VALENCIA, R.; BALSLEV, H.; PAZ Y MIÑO C, G. High tree alpha-diversity in Amazonian Ecuador. *Biodiversity & Conservation*, v. 3, p. 21-28, 1994.
- VASILJEVIC, N.; LIM, M.; HUMBLE, E.; SEAH, A.; KRATZER, A.; MORF, N. V.; PROST, S.; OGDEN, R. Developmental validation of Oxford Nanopore Technology MinION sequence data and

the NGSpeciesID bioinformatic pipeline for forensic genetic species identification. *Forensic Science International: Genetics*, v. 53, p. 102493, 2021.

WEATHER SPARK. Clima promedio en Tena, Ecuador durante todo el año. 2024. Disponible en: <https://es.weatherspark.com/y/20631/Clima-promedio-en-Tena-Ecuador-durante-todo-el-a%C3%B1o>. Acceso en: 27 ago. 2024.

WEITZMAN, C. L.; GIBB, K.; CHRISTIAN, K. Skin bacterial diversity is higher on lizards than sympatric frogs in tropical Australia. *PeerJ*, v. 6, p. e5960, 2018.

WoRMS Editorial Board (2025) World Register of Marine Species. Available at: <https://www.marinespecies.org> (Accessed: 18 April 2025).

3.9 Apêndices

Apêndice 1.1 Nome do local, código, concentrações de DNA de camarão (ng/ μ L), COI ou 16S e número do local no mapa da Figura 1. X: marcador genético foi usado, NA: marcador genético não foi usado.

Local	Código	DNA (ng/ μ L)	COI	16S	Nº Local
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Lopi	M_sp_03	78.639	X	X	11
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi2	M_sp_05	139.143	NA	X	2
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi2	M_sp_06	19.775	X	X	2
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	M_sp_08	26.354	X	X	13
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	M_sp_09	116.342	X	X	13
Ecuador:Sucumbios:Afluente†Río†Dashino	M_sp_11	129.97	NA	X	14
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Tena	M_sp_13	44.721	X	NA	3
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Tena	M_sp_16	99.924	X	X	3
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Huambuno	M_sp_20	200.728	X	X	12
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Huambuno	M_sp_21	135.504	X	X	12
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	M_sp_22	38.84	X	X	13
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	M_sp_23	25.707	X	X	13
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi1	M_sp_24	47.335	X	X	13
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Sumino	M_sp_25	4.161	X	NA	5
Ecuador:Napo:Río†Tiyuyacu	M_sp_26	100.105	X	NA	8
Ecuador:Napo:Río†Balzayacu	M_sp_27	193.066	X	X	9
Ecuador:Napo:Río†Balzayacu	M_sp_28	149.835	X	X	9
Ecuador:Napo:Río†Balzayacu	M_sp_29	88.619	X	NA	9
Ecuador:Napo:Río†Colonia†El†Carmen	M_sp_32	17.589	NA	X	6
Ecuador:Napo:Río†Cascada†San†Jacinto	M_sp_33	99.07	X	NA	7
Ecuador:Napo:Río†Canuayacu	M_sp_34	16.487	X	X	1
Ecuador:Napo:Río†Canuayacu	M_sp_35	20.66	X	X	1
Ecuador:Napo:Río†Canuayacu	M_sp_36	42.2	X	X	1

Apêndice 2.1 Nome do local, código, concentrações de DNA de caranguejos (ng/ μ L), COI ou 16S e número do local no mapa da Figura 1. X: marcador genético foi usado.

Local	Código	DNA (ng/ μ L)	COI	16S	N° Local
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Sumino	CM01	1.9	X	X	5
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Napo†ReinadelCisne	CM02	7.7	X	X	4
Ecuador:Napo:Río†Afluente†Guamani	CM03	7.7	X	X	16
Ecuador:Pastaza:Río†Afluente†Anzu	CM05	3.3	X	X	21
Ecuador:Pastaza:Río†Afluente†Anzu	CM06	2.2	X	X	16
Ecuador:Napo:Río†Afluente†Guamani	CM07	31.4	X	X	13
Ecuador:Napo:RíoSN:Afluente†Río†Pashimbi	CM08	1.4	X	X	21
Ecuador:Pastaza:Río†Afluente†Anzu	CM09	19.6	X	X	17
Ecuador:Napo:RíoMachangara†Afluente†RíoHollinGrande	CM10	6.1	X	X	2
Ecuador:Napo:Afluente†Río†Pashimbi	CM11	5.3	X	X	18
Ecuador:Orellana:RioValino:Afluente†Río†Huatarato	CM13	7	X	X	21
Ecuador:Napo:RíoSN:Afluente†Río†Shicama	CM14	1.2	X	X	20

Apêndice 3.1 Matriz de distâncias genéticas p não corrigida concatenadas de *Macrobrachium* spp. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
1 <i>Palaemon argentinus</i> _KP178997.1																
2 <i>Palaemon northropi</i> _HM352424	0.222															
3 <i>Palaemon ivonicus</i> _KF923729	0.220	0.207														
4 <i>Palaemon mercedae</i> _KP178971	0.236	0.200	0.197													
5 <i>Macrobrachium acanthurus</i> _HM352445	0.205	0.209	0.209	0.189												
6 <i>Macrobrachium amazonicum</i> _HM352441	0.185	0.205	0.211	0.199	0.062											
7 <i>Macrobrachium tenellum</i> _OR690201	0.204	0.208	0.217	0.200	0.064	0.064										
8 <i>Macrobrachium americanum</i> _MZ678725	0.251	0.199	0.208	0.207	0.107	0.113	0.115									
9 <i>Macrobrachium carcinus</i> _HM352452	0.202	0.196	0.207	0.194	0.107	0.115	0.110	0.020								
10 <i>Macrobrachium crenulatum</i> _HM352463	0.191	0.204	0.203	0.194	0.119	0.117	0.115	0.078	0.088							
11 <i>Macrobrachium digueti</i> _KY111091	0.196	0.208	0.199	0.190	0.120	0.122	0.110	0.078	0.082	0.023						
12 <i>Macrobrachium hancocki</i> _JQ805823	0.194	0.209	0.197	0.187	0.119	0.118	0.110	0.075	0.080	0.022	0.004					
13 <i>Macrobrachium denticulatum</i> _HM352462	0.196	0.216	0.197	0.196	0.107	0.117	0.115	0.088	0.090	0.036	0.044	0.041				
14 <i>Macrobrachium olfersii</i> _JQ805839	0.189	0.209	0.193	0.194	0.110	0.114	0.108	0.084	0.086	0.047	0.050	0.045	0.032			
15 <i>Macrobrachium faustinum</i> _JQ805812	0.191	0.204	0.201	0.200	0.108	0.101	0.101	0.084	0.080	0.063	0.058	0.058	0.054	0.043		
16 <i>Macrobrachium caementarius</i> _HM352453	0.189	0.216	0.207	0.198	0.103	0.101	0.098	0.095	0.093	0.088	0.093	0.091	0.086	0.082	0.091	
17 <i>Macrobrachium inca</i> _OR941678.	0.262	0.215	0.229	0.226	0.139	0.127	0.125	0.144	0.115	0.105	0.114	0.112	0.111	0.112	0.121	0.076
18 <i>Macrobrachium panamense</i> _OR941680	0.257	0.218	0.226	0.226	0.139	0.127	0.123	0.148	0.117	0.107	0.116	0.114	0.113	0.114	0.121	0.078
19 <i>Macrobrachium heterochirus</i> _KM101479	0.173	0.200	0.205	0.193	0.109	0.111	0.102	0.088	0.090	0.090	0.093	0.086	0.093	0.084	0.095	0.076
20 <i>Macrobrachium rosenbergii</i> _MK113948	0.231	0.240	0.231	0.229	0.117	0.116	0.102	0.177	0.102	0.112	0.110	0.101	0.119	0.103	0.103	0.102
21 <i>Macrobrachium aracamuni</i> _HM352430	0.177	0.198	0.185	0.181	0.137	0.133	0.138	0.127	0.131	0.115	0.122	0.119	0.117	0.116	0.121	0.119
22 <i>Macrobrachium ferreirai</i> _HM352427	0.177	0.208	0.187	0.183	0.139	0.131	0.138	0.141	0.137	0.129	0.137	0.140	0.137	0.129	0.127	0.137
23 <i>Macrobrachium inpa</i> _HM352433	0.173	0.206	0.173	0.187	0.127	0.117	0.119	0.107	0.107	0.115	0.114	0.114	0.119	0.108	0.097	0.113
24 <i>Macrobrachium nattereri</i> _HM352428	0.187	0.204	0.203	0.198	0.145	0.145	0.153	0.159	0.155	0.151	0.156	0.160	0.151	0.153	0.160	0.147
25 <i>Macrobrachium borellii</i> _HM352426	0.167	0.193	0.191	0.187	0.127	0.103	0.123	0.127	0.119	0.117	0.122	0.121	0.107	0.110	0.110	0.111
26 <i>Macrobrachium potiuna</i> _JX466947	0.231	0.203	0.197	0.182	0.135	0.123	0.130	0.177	0.145	0.151	0.150	0.147	0.141	0.140	0.129	0.135
27 <i>Macrobrachium iheringi</i> _HM352432	0.198	0.193	0.209	0.193	0.125	0.119	0.119	0.135	0.129	0.133	0.133	0.134	0.127	0.123	0.123	0.127
28 <i>Macrobrachium veredensis</i> _MN149329	0.247	0.200	0.213	0.212	0.131	0.113	0.121	0.172	0.139	0.133	0.137	0.138	0.139	0.142	0.129	0.123
29 <i>Macrobrachium brasiliense</i> _MN149322	0.250	0.210	0.210	0.213	0.140	0.128	0.139	0.182	0.154	0.156	0.157	0.154	0.148	0.143	0.150	0.132
30 M_sp_03_1002_	0.261	0.212	0.206	0.212	0.141	0.139	0.140	0.175	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
31 M_sp_16_1015_	0.259	0.212	0.204	0.210	0.141	0.139	0.140	0.174	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
32 M_sp_22_1021	0.258	0.211	0.203	0.210	0.141	0.139	0.140	0.173	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
33 M_sp_23_1022_	0.258	0.211	0.203	0.210	0.141	0.139	0.140	0.173	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
34 M_sp_36_1035	0.258	0.211	0.203	0.210	0.141	0.139	0.140	0.173	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
35 M_sp_06_1005_	0.258	0.211	0.203	0.210	0.141	0.139	0.140	0.173	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
36 M_sp_08_1007_	0.259	0.212	0.205	0.210	0.141	0.139	0.140	0.175	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
37 M_sp_13_1012	0.259	0.212	0.204	0.210	0.141	0.139	0.140	0.174	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
38 M_sp_26_1025	0.258	0.212	0.204	0.210	0.141	0.139	0.140	0.174	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
39 M_sp_33_1032	0.259	0.211	0.203	0.210	0.141	0.139	0.140	0.174	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
40 M_sp_35_1034	0.260	0.212	0.205	0.211	0.143	0.141	0.140	0.174	0.159	0.147	0.146	0.147	0.151	0.142	0.140	0.137

Apêndice 3.1 Continuação

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
41 M_sp_29_1028	0.258	0.211	0.203	0.210	0.141	0.139	0.140	0.173	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
42 M_sp_05_1004_	0.260	0.212	0.204	0.211	0.143	0.141	0.142	0.174	0.159	0.147	0.148	0.149	0.151	0.144	0.142	0.137
43 M_sp_24_1023_	0.257	0.212	0.202	0.210	0.141	0.139	0.140	0.174	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
44 M_sp_34_1033_	0.259	0.212	0.204	0.210	0.143	0.141	0.142	0.174	0.159	0.147	0.148	0.149	0.151	0.144	0.142	0.137
45 M_sp_27_1026_	0.256	0.209	0.205	0.207	0.135	0.135	0.136	0.173	0.155	0.143	0.148	0.147	0.147	0.138	0.138	0.135
46 M_sp_28_1027_	0.255	0.206	0.203	0.203	0.125	0.113	0.121	0.169	0.141	0.143	0.148	0.147	0.139	0.138	0.125	0.125
47 M_sp_09_1008	0.256	0.210	0.207	0.205	0.121	0.109	0.117	0.165	0.133	0.137	0.145	0.144	0.131	0.133	0.120	0.117
48 M_sp_11_1010_	0.257	0.211	0.218	0.220	0.165	0.143	0.151	0.183	0.175	0.151	0.156	0.155	0.147	0.157	0.147	0.145
49 M_sp_32_1031_	0.256	0.212	0.218	0.221	0.173	0.151	0.159	0.177	0.183	0.155	0.165	0.164	0.151	0.162	0.155	0.157
50 M_sp_20_1019_	0.254	0.206	0.213	0.214	0.161	0.139	0.149	0.177	0.169	0.141	0.152	0.151	0.141	0.151	0.147	0.145
51 M_sp_21_1020_	0.253	0.204	0.208	0.207	0.159	0.141	0.153	0.175	0.165	0.151	0.158	0.157	0.145	0.153	0.144	0.139
52 M_sp_25_1024	0.250	0.209	0.213	0.213	0.155	0.137	0.147	0.172	0.163	0.149	0.152	0.151	0.149	0.149	0.147	0.141
53 <i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.175	0.209	0.176	0.197	0.141	0.135	0.153	0.145	0.149	0.143	0.146	0.140	0.141	0.140	0.134	0.125
54 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.195	0.224	0.227	0.224	0.114	0.103	0.123	0.193	0.135	0.131	0.141	0.132	0.127	0.132	0.127	0.125
55 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.278	0.232	0.243	0.220	0.122	0.129	0.145	0.153	0.129	0.145	0.154	0.144	0.133	0.140	0.149	0.139

Apêndice 3.1 Continuação

	Espécies	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
18	<i>Macrobrachium panamense</i> _OR941680	0.115															
19	<i>Macrobrachium heterochirus</i> _KM101479	0.101	0.103														
20	<i>Macrobrachium rosenbergii</i> _MK113948	0.196	0.185	0.098													
21	<i>Macrobrachium aracamuni</i> _HM352430	0.143	0.143	0.117	0.140												
22	<i>Macrobrachium ferreirai</i> _HM352427	0.153	0.155	0.137	0.150	0.092											
23	<i>Macrobrachium inpa</i> _HM352433	0.129	0.131	0.113	0.125	0.090	0.058										
24	<i>Macrobrachium nattereri</i> _HM352428	0.179	0.179	0.151	0.159	0.113	0.121	0.135									
25	<i>Macrobrachium borellii</i> _HM352426	0.135	0.137	0.119	0.125	0.101	0.111	0.109	0.105								
26	<i>Macrobrachium potiuna</i> _JX466947	0.192	0.192	0.141	0.202	0.109	0.121	0.109	0.117	0.078							
27	<i>Macrobrachium iheringi</i> _HM352432	0.149	0.151	0.137	0.140	0.113	0.131	0.121	0.121	0.076	0.099						
28	<i>Macrobrachium veredensis</i> _MN149329	0.191	0.182	0.139	0.201	0.109	0.131	0.119	0.121	0.076	0.142	0.099					
29	<i>Macrobrachium brasiliense</i> _MN149322	0.192	0.187	0.138	0.207	0.104	0.148	0.138	0.122	0.087	0.143	0.114	0.104				
30	M_sp_03_1002_	0.187	0.180	0.137	0.207	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.147	0.117	0.103	0.073			
31	M_sp_16_1015_	0.185	0.178	0.137	0.205	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.145	0.117	0.102	0.072	0.003		
32	M_sp_22_1021	0.184	0.177	0.137	0.204	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.144	0.117	0.101	0.071	0.003	0.001	
33	M_sp_23_1022_	0.184	0.177	0.137	0.204	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.144	0.117	0.101	0.071	0.003	0.001	0.000
34	M_sp_36_1035	0.184	0.177	0.137	0.204	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.144	0.117	0.101	0.071	0.003	0.001	0.000
35	M_sp_06_1005_	0.184	0.177	0.137	0.204	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.144	0.117	0.101	0.071	0.003	0.001	0.000
36	M_sp_08_1007_	0.188	0.181	0.137	0.208	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.145	0.117	0.100	0.069	0.011	0.011	0.010
37	M_sp_13_1012	0.185	0.178	0.137	0.205	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.145	0.117	0.102	0.072	0.002	0.002	0.001
38	M_sp_26_1025	0.185	0.178	0.137	0.204	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.145	0.117	0.102	0.072	0.003	0.002	0.001
39	M_sp_33_1032	0.185	0.178	0.137	0.205	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.145	0.117	0.102	0.072	0.003	0.002	0.001
40	M_sp_35_1034	0.186	0.179	0.139	0.205	0.121	0.147	0.139	0.133	0.097	0.146	0.119	0.103	0.073	0.004	0.001	0.002
41	M_sp_29_1028	0.184	0.177	0.137	0.204	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.144	0.117	0.101	0.071	0.003	0.001	0.000
42	M_sp_05_1004_	0.186	0.179	0.139	0.206	0.121	0.147	0.139	0.133	0.097	0.146	0.117	0.103	0.073	0.004	0.001	0.002
43	M_sp_24_1023_	0.184	0.177	0.137	0.205	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.145	0.117	0.102	0.070	0.003	0.002	0.001
44	M_sp_34_1033_	0.185	0.178	0.139	0.205	0.121	0.147	0.139	0.133	0.097	0.145	0.119	0.102	0.072	0.003	0.002	0.001
45	M_sp_27_1026_	0.182	0.175	0.133	0.200	0.113	0.143	0.135	0.123	0.088	0.141	0.117	0.097	0.072	0.010	0.008	0.007
46	M_sp_28_1027_	0.176	0.170	0.131	0.196	0.107	0.129	0.117	0.117	0.070	0.134	0.090	0.087	0.068	0.025	0.021	0.022
47	M_sp_09_1008	0.176	0.171	0.129	0.194	0.105	0.129	0.119	0.119	0.066	0.137	0.087	0.088	0.077	0.028	0.027	0.027

Apêndice 3.1 Continuação

Espécies	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
48 M_sp_11_1010_	0.196	0.189	0.155	0.207	0.133	0.159	0.145	0.141	0.105	0.157	0.125	0.084	0.117	0.113	0.112	0.111
49 M_sp_32_1031_	0.197	0.187	0.159	0.208	0.131	0.159	0.145	0.141	0.111	0.159	0.129	0.088	0.118	0.115	0.113	0.113
50 M_sp_20_1019_	0.198	0.175	0.147	0.209	0.123	0.153	0.139	0.137	0.095	0.149	0.125	0.081	0.091	0.086	0.085	0.084
51 M_sp_21_1020_	0.197	0.173	0.145	0.208	0.119	0.149	0.135	0.139	0.099	0.142	0.119	0.081	0.091	0.089	0.087	0.086
52 M_sp_25_1024	0.196	0.177	0.143	0.211	0.123	0.141	0.127	0.133	0.099	0.144	0.119	0.087	0.110	0.104	0.104	0.103
53 <i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.157	0.157	0.137	0.159	0.113	0.143	0.143	0.141	0.125	0.129	0.145	0.129	0.140	0.133	0.133	0.133
54 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.205	0.205	0.125	0.162	0.129	0.129	0.137	0.139	0.113	0.186	0.133	0.200	0.207	0.219	0.217	0.216
55 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.158	0.164	0.143	0.195	0.179	0.183	0.167	0.189	0.155	0.202	0.157	0.197	0.205	0.201	0.199	0.198

Apêndice 3.1 Continuação

Espécies	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48
34 M_sp_36_1035	0.000															
35 M_sp_06_1005_	0.000	0.000														
36 M_sp_08_1007_	0.010	0.010	0.010													
37 M_sp_13_1012	0.001	0.001	0.001	0.009												
38 M_sp_26_1025	0.001	0.001	0.001	0.011	0.002											
39 M_sp_33_1032	0.001	0.001	0.001	0.011	0.002	0.002										
40 M_sp_35_1034	0.002	0.002	0.002	0.012	0.003	0.003	0.003									
41 M_sp_29_1028	0.000	0.000	0.000	0.010	0.001	0.001	0.001	0.002								
42 M_sp_05_1004_	0.002	0.002	0.002	0.012	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002							
43 M_sp_24_1023_	0.001	0.001	0.001	0.011	0.002	0.002	0.002	0.003	0.001	0.003						
44 M_sp_34_1033_	0.001	0.001	0.001	0.011	0.002	0.002	0.002	0.003	0.001	0.003	0.002					
45 M_sp_27_1026_	0.007	0.007	0.007	0.017	0.008	0.008	0.008	0.009	0.007	0.009	0.008	0.008				
46 M_sp_28_1027_	0.022	0.022	0.022	0.027	0.023	0.023	0.023	0.022	0.022	0.022	0.023	0.023	0.020			
47 M_sp_09_1008	0.027	0.027	0.027	0.036	0.027	0.027	0.027	0.028	0.027	0.028	0.027	0.027	0.024	0.018		
48 M_sp_11_1010_	0.111	0.111	0.111	0.110	0.112	0.112	0.112	0.113	0.111	0.113	0.112	0.112	0.112	0.106	0.106	
49 M_sp_32_1031_	0.113	0.113	0.113	0.113	0.113	0.113	0.113	0.114	0.113	0.114	0.113	0.113	0.113	0.111	0.108	0.035
50 M_sp_20_1019_	0.084	0.084	0.084	0.082	0.085	0.085	0.085	0.086	0.084	0.086	0.085	0.085	0.082	0.081	0.079	0.077
51 M_sp_21_1020_	0.086	0.086	0.086	0.084	0.087	0.087	0.087	0.088	0.086	0.088	0.087	0.087	0.085	0.079	0.078	0.075
52 M_sp_25_1024	0.103	0.103	0.103	0.098	0.102	0.104	0.104	0.105	0.103	0.105	0.104	0.104	0.104	0.097	0.095	0.062
53 <i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.133	0.133	0.133	0.133	0.133	0.133	0.133	0.135	0.133	0.135	0.133	0.135	0.129	0.119	0.119	0.149
54 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.216	0.216	0.216	0.219	0.217	0.216	0.217	0.218	0.216	0.218	0.217	0.217	0.214	0.207	0.207	0.212
55 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.198	0.198	0.198	0.200	0.199	0.199	0.199	0.200	0.198	0.199	0.198	0.199	0.196	0.188	0.184	0.205

Apêndice 3.1 Continuação

	Espécies	49	50	51	52	53	54
50	M_sp_20_1019_	0.071					
51	M_sp_21_1020_	0.074	0.032				
52	M_sp_25_1024	0.043	0.064	0.052			
53	<i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.155	0.143	0.143	0.139		
54	<i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.207	0.212	0.213	0.207	0.126	
55	<i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.195	0.194	0.196	0.198	0.193	0.207

Apêndice 4.1 Matriz de distância genética p não corrigida de *Macrobrachium* spp. baseada no gene mitocondrial 16S. Os valores em **negrito** correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
1 <i>Palaemon argentinus</i> _KP178997.1																
2 <i>Palaemon northropi</i> _HM352424	0.162															
3 <i>Palaemon ivonicus</i> _KF923729	0.197	0.204														
4 <i>Palaemon mercedae</i> _KP178971	0.193	0.197	0.209													
5 <i>Macrobrachium acanthurus</i> _HM352445	0.205	0.209	0.209	0.189												
6 <i>Macrobrachium amazonicum</i> _HM352441	0.185	0.205	0.211	0.199	0.062											
7 <i>Macrobrachium tenellum</i> _OR690201	0.204	0.208	0.217	0.200	0.064	0.064										
8 <i>Macrobrachium americanum</i> _MZ678725	0.202	0.191	0.199	0.194	0.107	0.113	0.115									
9 <i>Macrobrachium carcinus</i> _HM352452	0.202	0.196	0.207	0.194	0.107	0.115	0.110	0.020								
10 <i>Macrobrachium crenulatum</i> _HM352463	0.191	0.204	0.203	0.194	0.119	0.117	0.115	0.078	0.088							
11 <i>Macrobrachium digueti</i> _KY111091	0.196	0.208	0.199	0.190	0.120	0.122	0.110	0.078	0.082	0.023						
12 <i>Macrobrachium hancocki</i> _JQ805823	0.194	0.209	0.197	0.187	0.119	0.118	0.110	0.075	0.080	0.022	0.004					
13 <i>Macrobrachium denticulatum</i> _HM352462	0.196	0.216	0.197	0.196	0.107	0.117	0.115	0.088	0.090	0.036	0.044	0.041				
14 <i>Macrobrachium olfersii</i> _JQ805839	0.189	0.209	0.193	0.194	0.110	0.114	0.108	0.084	0.086	0.047	0.050	0.045	0.032			
15 <i>Macrobrachium faustinum</i> _JQ805812	0.191	0.204	0.201	0.200	0.108	0.101	0.101	0.084	0.080	0.063	0.058	0.058	0.054	0.043		
16 <i>Macrobrachium caementarius</i> _HM352453	0.189	0.216	0.207	0.198	0.103	0.101	0.098	0.095	0.093	0.088	0.093	0.091	0.086	0.082	0.091	
17 <i>Macrobrachium inca</i> _OR941678.	0.188	0.213	0.211	0.205	0.120	0.108	0.104	0.095	0.095	0.085	0.093	0.091	0.092	0.091	0.099	0.055
18 <i>Macrobrachium panamense</i> _OR941680	0.190	0.211	0.210	0.207	0.120	0.108	0.102	0.097	0.098	0.087	0.095	0.093	0.093	0.093	0.099	0.057
19 <i>Macrobrachium heterochirus</i> _KM101479	0.173	0.200	0.205	0.193	0.109	0.111	0.102	0.088	0.090	0.090	0.093	0.086	0.093	0.084	0.095	0.076
20 <i>Macrobrachium rosenbergii</i> _MK113948	0.211	0.218	0.215	0.205	0.117	0.116	0.102	0.104	0.102	0.112	0.110	0.101	0.119	0.103	0.103	0.102
21 <i>Macrobrachium aracamuni</i> _HM352430	0.177	0.198	0.185	0.181	0.137	0.133	0.138	0.127	0.131	0.115	0.122	0.119	0.117	0.116	0.121	0.119
22 <i>Macrobrachium ferreirai</i> _HM352427	0.177	0.208	0.187	0.183	0.139	0.131	0.138	0.141	0.137	0.129	0.137	0.140	0.137	0.129	0.127	0.137
23 <i>Macrobrachium inpa</i> _HM352433	0.173	0.206	0.173	0.187	0.127	0.117	0.119	0.107	0.107	0.115	0.114	0.114	0.119	0.108	0.097	0.113
24 <i>Macrobrachium nattereri</i> _HM352428	0.187	0.204	0.203	0.198	0.145	0.145	0.153	0.159	0.155	0.151	0.156	0.160	0.151	0.153	0.160	0.147
25 <i>Macrobrachium borellii</i> _HM352426	0.167	0.193	0.191	0.187	0.127	0.103	0.123	0.127	0.119	0.117	0.122	0.121	0.107	0.110	0.110	0.111
26 <i>Macrobrachium potiuna</i> _JX466947	0.176	0.198	0.179	0.178	0.135	0.123	0.130	0.149	0.145	0.151	0.150	0.147	0.141	0.140	0.129	0.135
27 <i>Macrobrachium iheringi</i> _HM352432	0.198	0.193	0.209	0.193	0.125	0.119	0.119	0.135	0.129	0.133	0.133	0.134	0.127	0.123	0.123	0.127
28 <i>Macrobrachium veredensis</i> _MN149329	0.185	0.204	0.204	0.198	0.131	0.113	0.121	0.143	0.139	0.133	0.137	0.138	0.139	0.142	0.129	0.123
29 <i>Macrobrachium brasiliense</i> _MN149322	0.201	0.219	0.202	0.205	0.140	0.128	0.139	0.160	0.154	0.156	0.157	0.154	0.148	0.143	0.150	0.132
30 M_sp_03_1002_	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
31 M_sp_16_1015_	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
32 M_sp_22_1021	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
33 M_sp_23_1022_	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
34 M_sp_36_1035	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
35 M_sp_06_1005_	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
36 M_sp_08_1007_	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
37 M_sp_13_1012	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
38 M_sp_26_1025	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
39 M_sp_33_1032	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
40 M_sp_35_1034	0.196	0.216	0.197	0.212	0.143	0.141	0.140	0.157	0.159	0.147	0.146	0.147	0.151	0.142	0.140	0.137

Apêndice 4.1 Continuação

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
41 M_sp_29_1028	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
42 M_sp_05_1004_	0.196	0.214	0.195	0.212	0.143	0.141	0.142	0.157	0.159	0.147	0.148	0.149	0.151	0.144	0.142	0.137
43 M_sp_24_1023_	0.194	0.214	0.195	0.210	0.141	0.139	0.140	0.155	0.157	0.145	0.146	0.147	0.149	0.142	0.140	0.135
44 M_sp_34_1033_	0.196	0.216	0.197	0.212	0.143	0.141	0.142	0.157	0.159	0.147	0.148	0.149	0.151	0.144	0.142	0.137
45 M_sp_27_1026_	0.188	0.210	0.199	0.204	0.135	0.135	0.136	0.155	0.155	0.143	0.148	0.147	0.147	0.138	0.138	0.135
46 M_sp_28_1027_	0.188	0.204	0.195	0.200	0.125	0.113	0.121	0.145	0.141	0.143	0.148	0.147	0.139	0.138	0.125	0.125
47 M_sp_09_1008	0.188	0.210	0.202	0.198	0.121	0.109	0.117	0.137	0.133	0.137	0.145	0.144	0.131	0.133	0.120	0.117
48 M_sp_11_1010_	0.216	0.224	0.225	0.216	0.165	0.143	0.151	0.179	0.175	0.151	0.156	0.155	0.147	0.157	0.147	0.145
49 M_sp_32_1031_	0.214	0.224	0.223	0.220	0.173	0.151	0.159	0.183	0.183	0.155	0.165	0.164	0.151	0.162	0.155	0.157
50 M_sp_20_1019_	0.202	0.222	0.219	0.214	0.161	0.139	0.149	0.169	0.169	0.141	0.152	0.151	0.141	0.151	0.147	0.145
51 M_sp_21_1020_	0.202	0.218	0.213	0.204	0.159	0.141	0.153	0.169	0.165	0.151	0.158	0.157	0.145	0.153	0.144	0.139
52 M_sp_25_1024	0.202	0.216	0.219	0.202	0.155	0.137	0.147	0.167	0.163	0.149	0.152	0.151	0.149	0.149	0.147	0.141
53 <i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.175	0.209	0.176	0.197	0.141	0.135	0.153	0.145	0.149	0.143	0.146	0.140	0.141	0.140	0.134	0.125
54 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.171	0.205	0.204	0.185	0.114	0.103	0.123	0.129	0.135	0.131	0.141	0.132	0.127	0.132	0.127	0.125
55 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.219	0.226	0.230	0.207	0.102	0.110	0.124	0.103	0.110	0.126	0.134	0.124	0.114	0.119	0.128	0.120

Apêndice 4.1 Continuação

Espécies	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
18 <i>Macrobrachium panamense</i> _OR941680	0.006															
19 <i>Macrobrachium heterochirus</i> _KM101479	0.081	0.083														
20 <i>Macrobrachium rosenbergii</i> _MK113948	0.115	0.117	0.098													
21 <i>Macrobrachium aracamuni</i> _HM352430	0.124	0.124	0.117	0.140												
22 <i>Macrobrachium ferreirai</i> _HM352427	0.134	0.136	0.137	0.150	0.092											
23 <i>Macrobrachium inpa</i> _HM352433	0.110	0.112	0.113	0.125	0.090	0.058										
24 <i>Macrobrachium nattereri</i> _HM352428	0.161	0.161	0.151	0.159	0.113	0.121	0.135									
25 <i>Macrobrachium borellii</i> _HM352426	0.116	0.118	0.119	0.125	0.101	0.111	0.109	0.105								
26 <i>Macrobrachium potiuna</i> _JX466947	0.142	0.144	0.141	0.148	0.109	0.121	0.109	0.117	0.078							
27 <i>Macrobrachium iheringi</i> _HM352432	0.130	0.132	0.137	0.140	0.113	0.131	0.121	0.121	0.076	0.099						
28 <i>Macrobrachium veredensis</i> _MN149329	0.134	0.134	0.139	0.138	0.109	0.131	0.119	0.121	0.076	0.095	0.099					
29 <i>Macrobrachium brasiliense</i> _MN149322	0.147	0.145	0.138	0.160	0.104	0.148	0.138	0.122	0.087	0.108	0.114	0.085				
30 M_sp_03_1002_	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047			
31 M_sp_16_1015_	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000		
32 M_sp_22_1021	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	
33 M_sp_23_1022_	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
34 M_sp_36_1035	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
35 M_sp_06_1005_	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
36 M_sp_08_1007_	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
37 M_sp_13_1012	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
38 M_sp_26_1025	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
39 M_sp_33_1032	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
40 M_sp_35_1034	0.148	0.144	0.139	0.161	0.121	0.147	0.139	0.133	0.097	0.109	0.119	0.084	0.049	0.002	0.002	0.002
41 M_sp_29_1028	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
42 M_sp_05_1004_	0.148	0.144	0.139	0.163	0.121	0.147	0.139	0.133	0.097	0.109	0.117	0.084	0.049	0.002	0.002	0.002
43 M_sp_24_1023_	0.146	0.142	0.137	0.161	0.119	0.145	0.137	0.131	0.095	0.107	0.117	0.082	0.047	0.000	0.000	0.000
44 M_sp_34_1033_	0.148	0.144	0.139	0.163	0.121	0.147	0.139	0.133	0.097	0.109	0.119	0.084	0.049	0.002	0.002	0.002
45 M_sp_27_1026_	0.142	0.138	0.133	0.153	0.113	0.143	0.135	0.123	0.088	0.099	0.117	0.074	0.049	0.016	0.016	0.016
46 M_sp_28_1027_	0.126	0.122	0.131	0.140	0.107	0.129	0.117	0.117	0.070	0.085	0.090	0.056	0.045	0.040	0.040	0.040
47 M_sp_09_1008	0.126	0.126	0.129	0.135	0.105	0.129	0.119	0.119	0.066	0.089	0.087	0.052	0.059	0.058	0.058	0.058

Apêndice 4.1 Continuação

Espécies	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
48 M_sp_11_1010_	0.158	0.158	0.155	0.165	0.133	0.159	0.145	0.141	0.105	0.129	0.125	0.064	0.093	0.090	0.090	0.090
49 M_sp_32_1031_	0.166	0.166	0.159	0.170	0.131	0.159	0.145	0.141	0.111	0.131	0.129	0.066	0.091	0.088	0.088	0.088
50 M_sp_20_1019_	0.154	0.154	0.147	0.159	0.123	0.153	0.139	0.137	0.095	0.123	0.125	0.060	0.081	0.078	0.078	0.078
51 M_sp_21_1020_	0.152	0.152	0.145	0.157	0.119	0.149	0.135	0.139	0.099	0.115	0.119	0.066	0.083	0.086	0.086	0.086
52 M_sp_25_1024	0.150	0.150	0.143	0.157	0.123	0.141	0.127	0.133	0.099	0.115	0.119	0.074	0.097	0.092	0.092	0.092
53 <i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.138	0.138	0.137	0.159	0.113	0.143	0.143	0.141	0.125	0.129	0.145	0.129	0.140	0.133	0.133	0.133
54 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.130	0.130	0.125	0.138	0.129	0.129	0.137	0.139	0.113	0.125	0.133	0.129	0.140	0.145	0.145	0.145
55 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.116	0.118	0.124	0.128	0.161	0.165	0.148	0.171	0.136	0.162	0.138	0.159	0.170	0.177	0.177	0.177

Apêndice 4.1 Continuação

Espécies	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48
34 M_sp_36_1035	0.000															
35 M_sp_06_1005_	0.000	0.000														
36 M_sp_08_1007_	0.000	0.000	0.000													
37 M_sp_13_1012	0.000	0.000	0.000	0.000												
38 M_sp_26_1025	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000											
39 M_sp_33_1032	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000										
40 M_sp_35_1034	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002									
41 M_sp_29_1028	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.002								
42 M_sp_05_1004_	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.004	0.002							
43 M_sp_24_1023_	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.002	0.000	0.002						
44 M_sp_34_1033_	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.004	0.002	0.004	0.002					
45 M_sp_27_1026_	0.016	0.016	0.016	0.016	0.016	0.016	0.016	0.018	0.016	0.018	0.016	0.018				
46 M_sp_28_1027_	0.040	0.040	0.040	0.040	0.040	0.040	0.040	0.042	0.040	0.042	0.040	0.042	0.034			
47 M_sp_09_1008	0.058	0.058	0.058	0.058	0.058	0.058	0.058	0.060	0.058	0.060	0.058	0.060	0.052	0.028		
48 M_sp_11_1010_	0.090	0.090	0.090	0.090	0.090	0.090	0.090	0.092	0.090	0.092	0.090	0.092	0.092	0.082	0.078	
49 M_sp_32_1031_	0.088	0.088	0.088	0.088	0.088	0.088	0.088	0.090	0.088	0.090	0.088	0.090	0.090	0.083	0.076	0.018
50 M_sp_20_1019_	0.078	0.078	0.078	0.078	0.078	0.078	0.078	0.080	0.078	0.080	0.078	0.080	0.074	0.072	0.064	0.040
51 M_sp_21_1020_	0.086	0.086	0.086	0.086	0.086	0.086	0.086	0.088	0.086	0.088	0.086	0.088	0.083	0.072	0.066	0.046
52 M_sp_25_1024	0.092	0.092	0.092	0.092	0.092	0.092	0.092	0.093	0.092	0.093	0.092	0.093	0.093	0.080	0.072	0.048
53 <i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.133	0.133	0.133	0.133	0.133	0.133	0.133	0.135	0.133	0.135	0.133	0.135	0.129	0.119	0.119	0.149
54 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.145	0.145	0.145	0.145	0.145	0.145	0.145	0.147	0.145	0.147	0.145	0.147	0.141	0.127	0.125	0.149
55 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.177	0.177	0.177	0.177	0.177	0.177	0.177	0.179	0.177	0.177	0.177	0.179	0.171	0.150	0.142	0.177

Apêndice 4.1 Continuação

	Espécies	49	50	51	52	53	54
50	M_sp_20_1019_	0.024					
51	M_sp_21_1020_	0.036	0.044				
52	M_sp_25_1024	0.038	0.048	0.034			
53	<i>Macrobrachium depressimanum</i> _HM352435	0.155	0.143	0.143	0.139		
54	<i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054339	0.151	0.143	0.149	0.147	0.126	
55	<i>Macrobrachium gallus</i> _OR941622.	0.177	0.169	0.173	0.169	0.175	0.132

Apêndice 5.1 Matriz de distância genética p não corrigida de *Macrobrachium* spp. baseada no gene mitocondrial COI. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
1 <i>Palaemon argentinus</i> _MN413677.1															
2 <i>Palaemon ivonicus</i> _KP179171.1	0.147														
3 <i>Macrobrachium americanum</i> _MZ678854.1	0.208	0.215													
4 <i>Macrobrachium panamense</i> _OR941394.1	0.221	0.220	0.167												
5 <i>Macrobrachium gallus</i> _OR941345.	0.236	0.235	0.172	0.201											
6 <i>Macrobrachium inca</i> _OR941390.	0.233	0.225	0.162	0.201	0.191										
7 <i>Macrobrachium rosenbergii</i> _MK113943.1	0.209	0.196	0.186	0.179	0.188	0.200									
8 <i>Macrobrachium jelskii</i> _KP054337.1	0.180	0.194	0.195	0.208	0.209	0.206	0.180								
9 <i>Palaemon northropi</i> _MN184002.1	0.185	0.209	0.206	0.204	0.219	0.198	0.211	0.187							
10 <i>Palaemon mercedae</i> _KP179172.1	0.185	0.187	0.217	0.224	0.212	0.224	0.200	0.205	0.203						
11 <i>M. veredensis</i> _CCDB0465_MN148914	0.218	0.221	0.196	0.201	0.208	0.218	0.204	0.210	0.196	0.224					
12 M_sp_11_1010	0.206	0.212	0.187	0.193	0.207	0.206	0.191	0.215	0.200	0.224	0.102				
13 M_sp_32_1031_	0.206	0.213	0.173	0.183	0.190	0.203	0.189	0.202	0.203	0.222	0.107	0.048			
14 <i>Macrobrachium brasiliense</i> _MN148901	0.206	0.218	0.201	0.201	0.213	0.210	0.195	0.213	0.201	0.220	0.121	0.138	0.141		
15 M_sp_03_1002	0.237	0.215	0.192	0.190	0.201	0.199	0.195	0.232	0.211	0.214	0.122	0.133	0.137	0.095	
16 M_sp_05_1004	0.233	0.212	0.189	0.187	0.198	0.196	0.191	0.228	0.209	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.006
17 M_sp_16_1015_	0.233	0.212	0.189	0.187	0.198	0.196	0.191	0.228	0.209	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.006
18 M_sp_35_1034	0.233	0.212	0.189	0.187	0.198	0.196	0.191	0.228	0.209	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.006
19 M_sp_06_1005_	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
20 M_sp_29_1028_	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
21 M_sp_24_1023_	0.229	0.209	0.189	0.185	0.196	0.195	0.191	0.228	0.209	0.209	0.119	0.129	0.134	0.090	0.006
22 M_sp_22_1021_	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
23 M_sp_23_1022	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
24 M_sp_33_1032_	0.233	0.210	0.189	0.187	0.198	0.196	0.191	0.228	0.208	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.006
25 M_sp_34_1033	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
26 M_sp_27_1026	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
27 M_sp_36_1035	0.231	0.210	0.187	0.185	0.196	0.195	0.189	0.226	0.208	0.209	0.117	0.128	0.133	0.091	0.005
28 M_sp_26_1025_	0.231	0.212	0.189	0.187	0.198	0.196	0.189	0.226	0.209	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.006
29 M_sp_13_1012_	0.233	0.212	0.189	0.187	0.198	0.196	0.191	0.228	0.209	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.003
30 M_sp_09_1008	0.233	0.212	0.189	0.187	0.198	0.196	0.191	0.228	0.209	0.211	0.119	0.129	0.134	0.093	0.003
31 M_sp_28_1027_	0.229	0.210	0.189	0.188	0.198	0.196	0.191	0.226	0.208	0.206	0.114	0.126	0.133	0.088	0.013
32 M_sp_08_1007	0.233	0.213	0.192	0.191	0.199	0.201	0.197	0.232	0.209	0.209	0.115	0.126	0.133	0.088	0.019
33 M_sp_20_1019_	0.214	0.209	0.184	0.172	0.195	0.214	0.200	0.220	0.193	0.214	0.100	0.107	0.109	0.100	0.093
34 M_sp_21_1020_	0.212	0.204	0.181	0.169	0.195	0.214	0.200	0.216	0.192	0.209	0.095	0.099	0.104	0.098	0.091
35 M_sp_25_1024	0.206	0.207	0.176	0.179	0.203	0.212	0.205	0.208	0.203	0.222	0.098	0.073	0.048	0.122	0.114
36 <i>Macrobrachium potiuna</i> _KP054315.1	0.191	0.213	0.201	0.213	0.215	0.215	0.196	0.186	0.206	0.185	0.182	0.182	0.184	0.173	0.182

Apêndice 5.1 Continuação

Espécies	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30
17 M_sp_16_1015_	0.000														
18 M_sp_35_1034	0.000	0.000													
19 M_sp_06_1005_	0.002	0.002	0.002												
20 M_sp_29_1028_	0.002	0.002	0.002	0.000											
21 M_sp_24_1023_	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002										
22 M_sp_22_1021_	0.002	0.002	0.002	0.000	0.000	0.002									
23 M_sp_23_1022	0.002	0.002	0.002	0.000	0.000	0.002	0.000								
24 M_sp_33_1032_	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002							
25 M_sp_34_1033	0.002	0.002	0.002	0.000	0.000	0.002	0.000	0.000	0.002						
26 M_sp_27_1026	0.002	0.002	0.002	0.000	0.000	0.002	0.000	0.000	0.002	0.000					
27 M_sp_36_1035	0.002	0.002	0.002	0.000	0.000	0.002	0.000	0.000	0.002	0.000	0.000				
28 M_sp_26_1025_	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.002			
29 M_sp_13_1012_	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.002	0.002		
30 M_sp_09_1008	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.002	0.002	0.003	0.003
31 M_sp_28_1027_	0.006	0.006	0.006	0.008	0.008	0.010	0.008	0.008	0.010	0.008	0.008	0.008	0.010	0.010	0.010
32 M_sp_08_1007	0.019	0.019	0.019	0.018	0.018	0.019	0.018	0.018	0.019	0.018	0.018	0.018	0.019	0.016	0.019
33 M_sp_20_1019_	0.091	0.091	0.091	0.090	0.090	0.091	0.090	0.090	0.091	0.090	0.090	0.090	0.091	0.091	0.091
34 M_sp_21_1020_	0.088	0.088	0.088	0.086	0.086	0.088	0.086	0.086	0.088	0.086	0.086	0.086	0.088	0.088	0.088
35 M_sp_25_1024	0.113	0.113	0.113	0.112	0.112	0.113	0.112	0.112	0.113	0.112	0.112	0.112	0.113	0.110	0.113
36 <i>Macrobrachium potiuna</i> KP054315.1	0.179	0.179	0.179	0.177	0.177	0.179	0.177	0.177	0.179	0.177	0.177	0.177	0.179	0.179	0.179

Apêndice 5.1 Continuação

	Espécies	31	32	33	34	35
32	M_sp_08_1007	0.016				
33	M_sp_20_1019_	0.088	0.086			
34	M_sp_21_1020_	0.085	0.083	0.022		
35	M_sp_25_1024	0.110	0.104	0.077	0.067	
36	<i>Macrobrachium potiuna</i> KP054315.1	0.177	0.179	0.172	0.165	0.170

Apêndice 6.1 Matriz de distâncias genéticas p não corrigida concatenadas de Trichodactylidae spp. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
1 <i>Avotrichodactylus_constrictus</i> _MG344668																
2 CM01_1034	0.244															
3 CM03_1169	0.243	0.025														
4 CM09_888	0.243	0.026	0.004													
5 CM06_882	0.248	0.022	0.008	0.011												
6 CM08_1191	0.246	0.024	0.006	0.009	0.008											
7 CM14_1000	0.24	0.027	0.01	0.014	0.015	0.014										
8 CM02_1258	0.239	0.129	0.122	0.123	0.126	0.125	0.122									
9 CM11_1148	0.238	0.124	0.116	0.119	0.121	0.119	0.115	0.021								
10 <i>Valdivia_serrata</i> _KU578922	0.207	0.182	0.182	0.182	0.186	0.185	0.178	0.109	0.109							
11 <i>Goyazana_castelhanui</i> _MG344657	0.189	0.178	0.177	0.177	0.182	0.18	0.174	0.184	0.18	0.142						
12 <i>Sylviocarcinus_pictus</i> _KF688053	0.221	0.158	0.156	0.156	0.161	0.159	0.151	0.144	0.141	0.171	0.179					
13 <i>Dilocarcinus_pagei</i> _MG344658	0.209	0.196	0.193	0.193	0.198	0.196	0.192	0.191	0.183	0.145	0.137	0.187				
14 <i>Trichodactylus_aff_fluviatilis</i> _KF688048	0.225	0.172	0.172	0.172	0.177	0.175	0.17	0.163	0.156	0.201	0.199	0.149	0.19			
15 <i>Trichodactylus_aff_fluviatilis</i> _KF688049	0.23	0.175	0.175	0.175	0.18	0.178	0.173	0.167	0.161	0.195	0.197	0.144	0.186	0.037		
16 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688008	0.214	0.194	0.193	0.193	0.197	0.196	0.192	0.177	0.171	0.188	0.18	0.166	0.185	0.091	0.088	
17 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688021	0.223	0.185	0.183	0.183	0.188	0.186	0.182	0.168	0.162	0.2	0.192	0.16	0.197	0.083	0.08	0.017
18 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688014	0.217	0.184	0.181	0.181	0.185	0.184	0.181	0.164	0.155	0.196	0.186	0.164	0.193	0.085	0.082	0.05
19 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688011	0.225	0.188	0.186	0.186	0.191	0.189	0.184	0.176	0.167	0.193	0.186	0.161	0.186	0.088	0.08	0.058
20 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688013	0.212	0.183	0.181	0.181	0.185	0.184	0.181	0.173	0.166	0.188	0.177	0.161	0.187	0.085	0.081	0.042
21 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688016	0.216	0.183	0.18	0.18	0.184	0.182	0.179	0.18	0.169	0.189	0.182	0.156	0.185	0.088	0.082	0.055
22 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688030	0.227	0.171	0.167	0.167	0.172	0.17	0.167	0.167	0.157	0.199	0.193	0.155	0.197	0.079	0.08	0.062
23 <i>Trichodactylus_fluviatilis</i> _KF688022	0.189	0.145	0.145	0.145	0.145	0.145	0.146	0.143	0.139	0.17	0.161	0.16	0.147	0.061	0.056	0.01
24 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _KF688029	0.211	0.224	0.222	0.222	0.227	0.225	0.218	0.207	0.203	0.167	0.175	0.197	0.154	0.135	0.138	0.122
25 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _MG344645	0.19	0.208	0.205	0.205	0.21	0.208	0.205	0.201	0.196	0.162	0.16	0.19	0.162	0.117	0.116	0.107
26 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _KF688051	0.208	0.195	0.193	0.193	0.197	0.196	0.189	0.176	0.174	0.175	0.18	0.165	0.183	0.102	0.104	0.105
27 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _KF688050	0.209	0.187	0.182	0.182	0.186	0.184	0.18	0.176	0.175	0.185	0.184	0.169	0.187	0.1	0.097	0.097
28 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _KU984725	0.217	0.214	0.209	0.209	0.214	0.212	0.204	0.189	0.185	0.176	0.18	0.188	0.167	0.118	0.121	0.113
29 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _MG344646	0.202	0.216	0.211	0.211	0.215	0.214	0.209	0.203	0.197	0.163	0.171	0.201	0.155	0.129	0.129	0.118
30 <i>Trichodactylus_petropolitanus</i> _KU984726	0.206	0.196	0.191	0.191	0.196	0.194	0.191	0.184	0.178	0.173	0.176	0.177	0.175	0.103	0.102	0.095
31 <i>Trichodactylus_sp_1</i> _KF688010	0.217	0.207	0.205	0.205	0.21	0.208	0.204	0.197	0.188	0.195	0.19	0.181	0.169	0.105	0.108	0.107
32 <i>Trichodactylus_sp_1</i> _KF688012	0.218	0.184	0.183	0.182	0.187	0.185	0.182	0.176	0.168	0.196	0.191	0.172	0.194	0.087	0.095	0.102
33 <i>Trichodactylus_sp_5</i> _MG344653	0.189	0.212	0.211	0.211	0.216	0.214	0.209	0.201	0.196	0.161	0.156	0.18	0.153	0.102	0.102	0.098
34 <i>Trichodactylus_sp_5</i> _MG344654	0.197	0.22	0.217	0.217	0.222	0.22	0.214	0.209	0.204	0.168	0.165	0.192	0.148	0.113	0.112	0.113
35 <i>Trichodactylus_sp_6</i> _MG344655	0.204	0.226	0.225	0.225	0.229	0.228	0.222	0.212	0.202	0.174	0.167	0.19	0.144	0.088	0.094	0.119
36 <i>Trichodactylus_sp_n_6</i> _MG344651	0.213	0.227	0.227	0.227	0.231	0.229	0.224	0.222	0.215	0.188	0.174	0.207	0.162	0.135	0.144	0.126
37 <i>Trichodactylus_sp_2</i> _KF688034	0.218	0.19	0.188	0.188	0.193	0.191	0.188	0.18	0.176	0.188	0.182	0.173	0.195	0.117	0.11	0.119
38 <i>Trichodactylus_sp_2</i> _KF688038	0.22	0.183	0.182	0.182	0.186	0.184	0.181	0.173	0.17	0.19	0.186	0.165	0.2	0.109	0.103	0.113
39 <i>Trichodactylus_sp_2</i> _KF688042	0.229	0.179	0.178	0.177	0.182	0.181	0.177	0.168	0.166	0.201	0.195	0.172	0.209	0.105	0.103	0.124
40 <i>Trichodactylus_sp_4</i> _KF688015	0.235	0.223	0.223	0.223	0.227	0.226	0.22	0.211	0.206	0.178	0.195	0.21	0.208	0.157	0.155	0.164
41 <i>Trichodactylus_sp_4</i> _KF688017	0.201	0.191	0.191	0.191	0.196	0.194	0.191	0.177	0.173	0.158	0.164	0.167	0.177	0.121	0.123	0.12

Apêndice 6.1 Continuação

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
42 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688020</i>	0.234	0.168	0.167	0.166	0.172	0.17	0.163	0.164	0.16	0.193	0.183	0.159	0.198	0.102	0.108	0.119
43 <i>Trichodactylus_sp_4_MG344656</i>	0.213	0.231	0.23	0.23	0.234	0.233	0.226	0.212	0.207	0.177	0.175	0.206	0.164	0.161	0.165	0.154
44 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688019</i>	0.222	0.203	0.203	0.203	0.207	0.206	0.198	0.192	0.186	0.161	0.175	0.182	0.18	0.132	0.136	0.135
45 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688018</i>	0.217	0.178	0.176	0.176	0.181	0.179	0.173	0.18	0.173	0.179	0.168	0.156	0.177	0.109	0.106	0.101
46 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688009</i>	0.214	0.181	0.177	0.177	0.181	0.179	0.175	0.165	0.159	0.178	0.177	0.167	0.188	0.123	0.121	0.122
47 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688024</i>	0.22	0.176	0.172	0.172	0.176	0.175	0.17	0.16	0.154	0.18	0.181	0.16	0.192	0.118	0.117	0.12
48 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688036</i>	0.219	0.177	0.173	0.173	0.177	0.176	0.171	0.162	0.157	0.184	0.184	0.161	0.194	0.117	0.116	0.123
49 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688023</i>	0.203	0.184	0.18	0.18	0.185	0.183	0.18	0.177	0.174	0.166	0.164	0.178	0.177	0.135	0.135	0.133
50 <i>Trichodactylus_borellianus_MG344660</i>	0.197	0.223	0.222	0.222	0.227	0.225	0.22	0.225	0.218	0.188	0.181	0.22	0.172	0.217	0.215	0.213
51 <i>Trichodactylus_ehrhardti_MG344662</i>	0.207	0.236	0.235	0.235	0.239	0.238	0.229	0.231	0.223	0.202	0.172	0.225	0.17	0.223	0.222	0.221
52 <i>Trichodactylus_ehrhardti_MG344663</i>	0.209	0.237	0.236	0.236	0.241	0.239	0.232	0.234	0.225	0.204	0.173	0.23	0.168	0.224	0.221	0.216
53 <i>Trichodactylus_kensleyi_MG344664</i>	0.288	0.329	0.327	0.327	0.331	0.33	0.324	0.317	0.312	0.26	0.275	0.308	0.256	0.302	0.301	0.295
54 <i>Trichodactylus_panoplus_KF688005</i>	0.213	0.221	0.22	0.22	0.224	0.223	0.217	0.199	0.194	0.215	0.199	0.187	0.221	0.179	0.176	0.176
55 <i>Trichodactylus_panoplus_MG344659</i>	0.199	0.245	0.242	0.242	0.246	0.245	0.24	0.231	0.225	0.203	0.183	0.219	0.188	0.217	0.216	0.211
56 <i>Trichodactylus_kensleyi_MG344665</i>	0.253	0.291	0.289	0.289	0.294	0.292	0.285	0.281	0.275	0.243	0.229	0.267	0.211	0.265	0.264	0.258
57 <i>Trichodactylus_faxoni_KF688028</i>	0.234	0.209	0.21	0.209	0.215	0.213	0.206	0.199	0.199	0.241	0.228	0.201	0.231	0.188	0.192	0.205
58 <i>Tehuana_diabolis_MT871971</i>	0.222	0.249	0.25	0.25	0.254	0.252	0.246	0.245	0.244	0.217	0.214	0.228	0.226	0.218	0.216	0.219

Apêndice 6.1 Continuação

Espécies	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
18 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688014	0.04															
19 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688011	0.056	0.047														
20 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688013	0.044	0.046	0.054													
21 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688016	0.056	0.061	0.055	0.043												
22 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688030	0.052	0.054	0.058	0.053	0.013											
23 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688022	0.015	0.008	0.04	0.021	0.027	0.027										
24 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688029	0.135	0.137	0.129	0.121	0.119	0.131	0.056									
25 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344645	0.12	0.12	0.115	0.106	0.107	0.119	0.058	0.059								
26 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688051	0.108	0.106	0.099	0.093	0.09	0.102	0.062	0.053	0.067							
27 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688050	0.098	0.099	0.097	0.086	0.092	0.104	0.062	0.095	0.07	0.06						
28 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984725	0.126	0.127	0.12	0.106	0.108	0.121	0.065	0.042	0.068	0.05	0.074					
29 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344646	0.132	0.135	0.13	0.116	0.12	0.132	0.067	0.062	0.023	0.083	0.075	0.05				
30 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984726	0.106	0.108	0.103	0.093	0.097	0.109	0.065	0.083	0.029	0.058	0.051	0.056	0.027			
31 <i>Trichodactylus</i> _sp_1_KF688010	0.116	0.112	0.113	0.103	0.102	0.107	0.062	0.104	0.114	0.122	0.114	0.099	0.114	0.117		
32 <i>Trichodactylus</i> _sp_1_KF688012	0.102	0.095	0.105	0.1	0.1	0.086	0.076	0.134	0.113	0.119	0.109	0.119	0.128	0.111	0.038	
33 <i>Trichodactylus</i> _sp_5_MG344653	0.111	0.117	0.114	0.103	0.101	0.113	0.058	0.095	0.067	0.102	0.109	0.105	0.085	0.09	0.112	0.112
34 <i>Trichodactylus</i> _sp_5_MG344654	0.126	0.129	0.129	0.115	0.114	0.127	0.059	0.091	0.08	0.116	0.117	0.097	0.08	0.102	0.104	0.122
35 <i>Trichodactylus</i> _sp_6_MG344655	0.131	0.134	0.124	0.12	0.111	0.123	0.071	0.091	0.089	0.114	0.124	0.096	0.087	0.11	0.103	0.124
36 <i>Trichodactylus</i> _sp_n_6_MG344651	0.14	0.138	0.143	0.129	0.129	0.141	0.064	0.099	0.108	0.139	0.141	0.115	0.102	0.122	0.112	0.146
37 <i>Trichodactylus</i> _sp_2_KF688034	0.121	0.119	0.113	0.107	0.104	0.115	0.078	0.142	0.121	0.106	0.104	0.122	0.127	0.109	0.139	0.137
38 <i>Trichodactylus</i> _sp_2_KF688038	0.114	0.112	0.105	0.106	0.104	0.11	0.08	0.146	0.127	0.11	0.108	0.131	0.136	0.115	0.131	0.128
39 <i>Trichodactylus</i> _sp_2_KF688042	0.116	0.108	0.114	0.114	0.113	0.104	0.087	0.157	0.136	0.121	0.118	0.139	0.144	0.124	0.139	0.121
40 <i>Trichodactylus</i> _sp_4_KF688015	0.165	0.162	0.159	0.152	0.152	0.164	0.17	0.159	0.141	0.145	0.145	0.173	0.155	0.14	0.178	0.166
41 <i>Trichodactylus</i> _sp_4_KF688017	0.122	0.124	0.121	0.113	0.108	0.119	0.075	0.121	0.103	0.101	0.11	0.135	0.117	0.103	0.136	0.132
42 <i>Trichodactylus</i> _sp_4_KF688020	0.114	0.108	0.115	0.111	0.114	0.1	0.081	0.146	0.131	0.116	0.117	0.134	0.141	0.117	0.132	0.111
43 <i>Trichodactylus</i> _sp_4_MG344656	0.166	0.165	0.166	0.151	0.146	0.158	0.084	0.109	0.118	0.143	0.155	0.127	0.115	0.135	0.123	0.157
44 <i>Trichodactylus</i> _sp_4_KF688019	0.137	0.138	0.135	0.124	0.121	0.132	0.103	0.127	0.118	0.115	0.12	0.14	0.125	0.117	0.152	0.15
45 <i>Trichodactylus</i> _sp_4_KF688018	0.113	0.11	0.106	0.101	0.1	0.11	0.084	0.127	0.109	0.109	0.105	0.119	0.123	0.101	0.115	0.11

Apêndice 6.1 Continuação

Espécies	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
46 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688009</i>	0.123	0.126	0.126	0.11	0.109	0.121	0.096	0.143	0.132	0.116	0.113	0.127	0.136	0.117	0.142	0.141
47 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688024</i>	0.119	0.121	0.122	0.107	0.111	0.116	0.096	0.146	0.136	0.121	0.118	0.13	0.14	0.122	0.135	0.136
48 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688036</i>	0.121	0.119	0.12	0.11	0.114	0.119	0.097	0.147	0.138	0.119	0.116	0.131	0.142	0.122	0.136	0.136
49 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688023</i>	0.134	0.139	0.135	0.119	0.118	0.129	0.099	0.124	0.114	0.112	0.116	0.131	0.117	0.111	0.151	0.149
50 <i>Trichodactylus_borellianus_MG344660</i>	0.224	0.223	0.223	0.216	0.212	0.223	0.183	0.189	0.183	0.206	0.206	0.193	0.172	0.195	0.204	0.215
51 <i>Trichodactylus_ehrhardti_MG344662</i>	0.231	0.225	0.22	0.215	0.213	0.224	0.177	0.188	0.182	0.206	0.211	0.196	0.18	0.2	0.19	0.202
52 <i>Trichodactylus_ehrhardti_MG344663</i>	0.227	0.225	0.219	0.216	0.212	0.222	0.173	0.188	0.181	0.208	0.214	0.198	0.179	0.198	0.188	0.2
53 <i>Trichodactylus_kensleyi_MG344664</i>	0.303	0.306	0.301	0.294	0.296	0.306	0.309	0.256	0.267	0.29	0.292	0.274	0.262	0.281	0.269	0.29
54 <i>Trichodactylus_panoplus_KF688005</i>	0.186	0.186	0.184	0.181	0.184	0.19	0.166	0.209	0.195	0.191	0.176	0.2	0.205	0.181	0.183	0.179
55 <i>Trichodactylus_panoplus_MG344659</i>	0.221	0.219	0.225	0.211	0.218	0.229	0.167	0.19	0.188	0.212	0.207	0.193	0.183	0.202	0.189	0.207
56 <i>Trichodactylus_kensleyi_MG344665</i>	0.27	0.271	0.268	0.258	0.259	0.27	0.223	0.217	0.226	0.251	0.257	0.235	0.22	0.243	0.225	0.257
57 <i>Trichodactylus_faxoni_KF688028</i>	0.197	0.187	0.197	0.196	0.195	0.181	0.185	0.231	0.226	0.197	0.196	0.213	0.23	0.207	0.214	0.194
58 <i>Tehuana_diabolis_MT871971</i>	0.222	0.22	0.216	0.211	0.212	0.223	0.207	0.218	0.201	0.207	0.205	0.229	0.211	0.202	0.227	0.224

Apêndice 6.1 Continuação

Espécies	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48
34 <i>Trichodactylus_sp_5_MG344654</i>	0.019															
35 <i>Trichodactylus_sp_6_MG344655</i>	0.075	0.064														
36 <i>Trichodactylus_sp_n_6_MG344651</i>	0.1	0.097	0.1													
37 <i>Trichodactylus_sp_2_KF688034</i>	0.126	0.136	0.131	0.149												
38 <i>Trichodactylus_sp_2_KF688038</i>	0.131	0.141	0.138	0.152	0.022											
39 <i>Trichodactylus_sp_2_KF688042</i>	0.139	0.15	0.146	0.161	0.032	0.011										
40 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688015</i>	0.145	0.154	0.163	0.167	0.154	0.158	0.167									
41 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688017</i>	0.101	0.111	0.127	0.13	0.113	0.11	0.123	0.09								
42 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688020</i>	0.124	0.134	0.149	0.156	0.123	0.11	0.106	0.144	0.087							
43 <i>Trichodactylus_sp_4_MG344656</i>	0.116	0.105	0.117	0.1	0.151	0.151	0.159	0.126	0.078	0.123						
44 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688019</i>	0.114	0.125	0.129	0.143	0.127	0.126	0.138	0.104	0.063	0.068	0.11					
45 <i>Trichodactylus_sp_4_KF688018</i>	0.107	0.116	0.129	0.14	0.113	0.107	0.115	0.128	0.089	0.059	0.12	0.078				
46 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688009</i>	0.128	0.138	0.141	0.156	0.112	0.111	0.12	0.152	0.111	0.115	0.145	0.121	0.109			
47 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688024</i>	0.132	0.141	0.147	0.159	0.119	0.107	0.118	0.16	0.118	0.114	0.15	0.129	0.111	0.008		
48 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688036</i>	0.134	0.144	0.149	0.162	0.119	0.108	0.116	0.158	0.118	0.111	0.153	0.129	0.111	0.012	0.008	
49 <i>Trichodactylus_cf_crassus_KF688023</i>	0.118	0.129	0.131	0.146	0.119	0.12	0.133	0.134	0.095	0.12	0.13	0.103	0.118	0.036	0.043	0.047
50 <i>Trichodactylus_borellianus_MG344660</i>	0.189	0.185	0.179	0.194	0.209	0.214	0.223	0.23	0.196	0.22	0.198	0.202	0.205	0.208	0.212	0.215
51 <i>Trichodactylus_ehrhardti_MG344662</i>	0.181	0.181	0.178	0.188	0.2	0.204	0.21	0.226	0.196	0.218	0.192	0.203	0.196	0.204	0.208	0.211
52 <i>Trichodactylus_ehrhardti_MG344663</i>	0.176	0.179	0.18	0.191	0.201	0.206	0.212	0.227	0.194	0.218	0.192	0.2	0.196	0.203	0.207	0.211
53 <i>Trichodactylus_kensleyi_MG344664</i>	0.261	0.257	0.259	0.261	0.287	0.292	0.298	0.232	0.267	0.296	0.238	0.26	0.285	0.283	0.288	0.289
54 <i>Trichodactylus_panoplus_KF688005</i>	0.193	0.205	0.205	0.206	0.186	0.181	0.188	0.221	0.18	0.176	0.211	0.193	0.166	0.177	0.176	0.175
55 <i>Trichodactylus_panoplus_MG344659</i>	0.182	0.173	0.174	0.185	0.21	0.215	0.223	0.235	0.191	0.221	0.188	0.206	0.203	0.21	0.213	0.215
56 <i>Trichodactylus_kensleyi_MG344665</i>	0.216	0.211	0.213	0.216	0.248	0.255	0.262	0.27	0.232	0.259	0.18	0.243	0.245	0.251	0.257	0.257
57 <i>Trichodactylus_faxoni_KF688028</i>	0.22	0.229	0.228	0.245	0.198	0.192	0.188	0.243	0.207	0.186	0.247	0.22	0.204	0.198	0.193	0.19
58 <i>Tehuana diabolis_MT871971</i>	0.2	0.207	0.212	0.231	0.214	0.219	0.229	0.208	0.185	0.206	0.228	0.171	0.201	0.216	0.218	0.219

Apêndice 6.1 Continuação

	Espécies	49	50	51	52	53	54	55	56	57
50	<i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344660	0.193								
51	<i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344662	0.191	0.109							
52	<i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344663	0.189	0.111	0.017						
53	<i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344664	0.273	0.239	0.238	0.236					
54	<i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688005	0.191	0.166	0.167	0.165	0.238				
55	<i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344659	0.2	0.135	0.138	0.141	0.213	0.089			
56	<i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344665	0.24	0.196	0.191	0.191	0.106	0.198	0.166		
57	<i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688028	0.209	0.216	0.23	0.23	0.306	0.2	0.23	0.271	
58	<i>Tehuana diabolis</i> _MT871971	0.202	0.242	0.251	0.251	0.298	0.245	0.235	0.285	0.236

Apêndice 7.1 Matriz de distância genética p não corrigida par a par de Trichodactylidae spp. baseada no gene mitocondrial 16S. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1 <i>Avotrichodactylus constrictus</i> _MG344668.1														
2 CM01_1034	0.204													
3 CM03_1169	0.206	0.029												
4 CM09_888	0.206	0.031	0.009											
5 CM06_882	0.206	0.033	0.005	0.012										
6 CM08_1191	0.206	0.031	0.007	0.012	0.009									
7 CM14_1000	0.206	0.031	0.010	0.017	0.009	0.010								
8 CM02_1258	0.206	0.104	0.097	0.099	0.095	0.097	0.099							
9 CM11_1148	0.206	0.102	0.090	0.097	0.090	0.090	0.090	0.024						
10 <i>Valdivia serrata</i> _KU578922.1	0.229	0.104	0.108	0.108	0.108	0.108	0.110	0.049	0.047					
11 <i>Goyazana castelnaui</i> _MG344657.1	0.207	0.104	0.106	0.106	0.106	0.106	0.106	0.124	0.124	0.143				
12 <i>Sylviocarcinus pictus</i> _KF688053.1	0.211	0.119	0.122	0.122	0.122	0.122	0.122	0.115	0.117	0.143	0.147			
13 <i>Dilocarcinus pagei</i> _MG344658.1	0.223	0.116	0.118	0.118	0.118	0.118	0.120	0.110	0.106	0.124	0.131	0.143		
14 <i>Trichodactylus aff. fluviatilis</i> CCDB 4643_KF688048.1	0.193	0.140	0.144	0.144	0.144	0.144	0.144	0.138	0.136	0.161	0.169	0.142	0.143	
15 <i>Trichodactylus aff. fluviatilis</i> CCDB 4668_KF688049.1	0.199	0.137	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.137	0.139	0.163	0.170	0.145	0.149	0.018
16 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688008.1	0.194	0.148	0.148	0.148	0.148	0.148	0.150	0.139	0.135	0.169	0.164	0.159	0.154	0.073
17 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688021.1	0.196	0.151	0.151	0.151	0.151	0.151	0.153	0.142	0.139	0.174	0.170	0.163	0.160	0.079
18 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688014.1	0.196	0.142	0.142	0.142	0.142	0.142	0.143	0.138	0.134	0.165	0.162	0.154	0.150	0.070
19 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688011.1	0.208	0.167	0.167	0.167	0.167	0.167	0.167	0.169	0.165	0.172	0.172	0.154	0.152	0.084
20 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688013.1	0.192	0.137	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.137	0.164	0.152	0.149	0.150	0.056
21 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688016.1	0.196	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.144	0.140	0.172	0.164	0.150	0.154	0.058
22 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688030.1	0.196	0.139	0.139	0.137	0.139	0.139	0.139	0.141	0.139	0.171	0.164	0.147	0.154	0.067
23 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688022.1	0.189	0.145	0.145	0.145	0.145	0.145	0.146	0.143	0.139	0.165	0.161	0.160	0.147	0.061
24 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688029.1	0.195	0.136	0.139	0.139	0.139	0.139	0.139	0.134	0.132	0.155	0.157	0.143	0.145	0.044
25 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344645.1	0.190	0.136	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.138	0.136	0.160	0.158	0.148	0.148	0.042
26 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688051.1	0.188	0.145	0.149	0.149	0.149	0.149	0.149	0.136	0.134	0.150	0.160	0.140	0.147	0.049
27 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688050.1	0.192	0.149	0.149	0.149	0.149	0.149	0.149	0.142	0.138	0.166	0.166	0.160	0.148	0.052
28 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984725.1	0.198	0.142	0.142	0.142	0.142	0.142	0.142	0.131	0.129	0.155	0.162	0.153	0.146	0.047
29 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344646.1	0.199	0.143	0.143	0.143	0.143	0.143	0.143	0.135	0.133	0.159	0.163	0.159	0.147	0.046
30 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984726.1	0.198	0.144	0.144	0.144	0.144	0.144	0.144	0.133	0.131	0.156	0.162	0.154	0.146	0.047
31 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688010.1	0.186	0.136	0.140	0.140	0.140	0.140	0.140	0.142	0.142	0.165	0.152	0.145	0.138	0.051
32 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688012.1	0.196	0.145	0.148	0.146	0.148	0.148	0.148	0.148	0.150	0.173	0.166	0.156	0.152	0.073
33 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344653.1	0.184	0.142	0.144	0.144	0.144	0.144	0.144	0.144	0.144	0.168	0.162	0.152	0.142	0.050
34 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344654.1	0.187	0.141	0.143	0.143	0.143	0.143	0.143	0.143	0.143	0.167	0.157	0.157	0.141	0.048
35 <i>Trichodactylus</i> sp. 6 FLM-2018_MG344655.1	0.196	0.154	0.156	0.156	0.156	0.156	0.156	0.146	0.144	0.168	0.156	0.160	0.148	0.052
36 <i>Trichodactylus</i> sp. n. 6 FLM-2018_MG344651.1	0.200	0.148	0.152	0.152	0.152	0.152	0.152	0.142	0.138	0.172	0.164	0.154	0.150	0.060
37 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688034.1	0.188	0.149	0.153	0.153	0.153	0.153	0.153	0.147	0.147	0.165	0.156	0.149	0.160	0.073
38 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688038.1	0.188	0.142	0.146	0.146	0.146	0.146	0.146	0.142	0.144	0.167	0.156	0.142	0.162	0.069
39 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688042.1	0.188	0.150	0.154	0.152	0.154	0.154	0.154	0.148	0.152	0.174	0.156	0.150	0.164	0.078
40 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688015.1	0.196	0.141	0.145	0.145	0.145	0.145	0.145	0.132	0.130	0.147	0.158	0.160	0.143	0.063
41 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688017.1	0.202	0.150	0.154	0.154	0.154	0.154	0.154	0.136	0.138	0.160	0.160	0.150	0.154	0.076

Apêndice 7.1 Continuação

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
42 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688020.1	0.202	0.148	0.152	0.150	0.152	0.152	0.152	0.132	0.137	0.161	0.158	0.141	0.158	0.086
43 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2018_MG344656.1	0.202	0.150	0.154	0.154	0.154	0.154	0.154	0.138	0.140	0.164	0.158	0.152	0.158	0.078
44 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688019.1	0.209	0.156	0.159	0.159	0.159	0.159	0.159	0.142	0.144	0.166	0.164	0.154	0.158	0.079
45 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688018.1	0.209	0.146	0.150	0.150	0.150	0.150	0.150	0.150	0.150	0.176	0.158	0.152	0.150	0.081
46 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3751_KF688009.1	0.203	0.135	0.135	0.135	0.135	0.135	0.135	0.133	0.137	0.170	0.158	0.165	0.164	0.089
47 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3938_KF688024.1	0.205	0.131	0.131	0.131	0.131	0.131	0.131	0.129	0.133	0.167	0.158	0.159	0.162	0.086
48 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3751_KF688036.1	0.205	0.134	0.134	0.134	0.134	0.134	0.134	0.134	0.138	0.171	0.158	0.162	0.162	0.088
49 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3937_KF688023.1	0.205	0.133	0.137	0.137	0.137	0.137	0.137	0.135	0.137	0.169	0.161	0.161	0.163	0.085
50 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344660.1	0.194	0.176	0.178	0.178	0.178	0.178	0.180	0.178	0.180	0.193	0.174	0.198	0.166	0.186
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344662.1	0.200	0.179	0.181	0.181	0.181	0.181	0.181	0.183	0.183	0.205	0.165	0.190	0.165	0.173
52 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344663.1	0.200	0.183	0.185	0.185	0.185	0.185	0.185	0.188	0.188	0.213	0.169	0.198	0.163	0.173
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344664.1	0.200	0.191	0.193	0.193	0.193	0.193	0.193	0.186	0.186	0.193	0.189	0.212	0.188	0.173
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688005.1	0.185	0.189	0.191	0.191	0.191	0.191	0.191	0.171	0.173	0.208	0.185	0.185	0.196	0.159
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344659.1	0.175	0.171	0.173	0.173	0.173	0.173	0.175	0.171	0.171	0.191	0.167	0.180	0.178	0.167
56 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344665.1	0.247	0.221	0.224	0.224	0.224	0.224	0.224	0.221	0.221	0.247	0.219	0.244	0.224	0.215
57 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688028.1	0.207	0.202	0.206	0.204	0.206	0.206	0.206	0.182	0.188	0.213	0.185	0.207	0.175	0.190
58 <i>Tehuana diabolis</i> _CNCR 12956_MT871971.1	0.197	0.199	0.201	0.201	0.201	0.201	0.199	0.199	0.203	0.223	0.197	0.213	0.197	0.193

Apêndice 7.1 Continuação

Espécies	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28
16 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688008.1	0.068													
17 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688021.1	0.076	0.009												
18 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688014.1	0.063	0.018	0.024											
19 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688011.1	0.071	0.051	0.067	0.062										
20 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688013.1	0.051	0.030	0.035	0.026	0.041									
21 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688016.1	0.057	0.035	0.041	0.035	0.031	0.031								
22 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688030.1	0.060	0.035	0.040	0.034	0.052	0.031	0.000							
23 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688022.1	0.056	0.010	0.015	0.008	0.040	0.021	0.027	0.027						
24 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688029.1	0.055	0.067	0.073	0.060	0.059	0.052	0.052	0.052	0.056					
25 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344645.1	0.050	0.071	0.077	0.063	0.063	0.053	0.055	0.055	0.058	0.008				
26 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688051.1	0.060	0.074	0.080	0.068	0.067	0.062	0.060	0.060	0.062	0.017	0.018			
27 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688050.1	0.063	0.071	0.076	0.067	0.073	0.058	0.063	0.063	0.062	0.035	0.036	0.038		
28 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984725.1	0.058	0.072	0.078	0.072	0.070	0.055	0.064	0.064	0.065	0.029	0.028	0.034	0.027	
29 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344646.1	0.059	0.074	0.080	0.074	0.072	0.056	0.066	0.066	0.067	0.030	0.028	0.036	0.028	0.000
30 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984726.1	0.058	0.072	0.078	0.072	0.070	0.055	0.065	0.065	0.065	0.029	0.028	0.034	0.027	0.000
31 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688010.1	0.053	0.070	0.077	0.068	0.072	0.054	0.056	0.057	0.062	0.044	0.042	0.049	0.049	0.049
32 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688012.1	0.065	0.083	0.086	0.078	0.101	0.067	0.069	0.067	0.076	0.058	0.055	0.062	0.062	0.063
33 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344653.1	0.058	0.069	0.075	0.061	0.065	0.055	0.053	0.053	0.058	0.040	0.038	0.047	0.059	0.055
34 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344654.1	0.057	0.070	0.076	0.062	0.068	0.056	0.054	0.054	0.059	0.040	0.038	0.048	0.056	0.052
35 <i>Trichodactylus</i> sp. 6 FLM-2018_MG344655.1	0.061	0.084	0.090	0.080	0.074	0.070	0.064	0.064	0.071	0.044	0.042	0.046	0.064	0.052
36 <i>Trichodactylus</i> sp. n. 6 FLM-2018_MG344651.1	0.070	0.069	0.075	0.069	0.069	0.061	0.067	0.067	0.064	0.064	0.069	0.075	0.073	0.067
37 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688034.1	0.076	0.088	0.093	0.084	0.078	0.082	0.073	0.073	0.078	0.060	0.061	0.062	0.066	0.064
38 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688038.1	0.075	0.085	0.090	0.081	0.074	0.083	0.071	0.070	0.080	0.066	0.069	0.066	0.071	0.074
39 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688042.1	0.076	0.091	0.097	0.082	0.098	0.083	0.072	0.077	0.087	0.073	0.069	0.073	0.073	0.074
40 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688015.1	0.064	0.094	0.100	0.086	0.088	0.082	0.079	0.081	0.083	0.064	0.065	0.068	0.071	0.068
41 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688017.1	0.083	0.088	0.094	0.085	0.084	0.083	0.075	0.075	0.075	0.071	0.074	0.069	0.083	0.079
42 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688020.1	0.087	0.093	0.097	0.089	0.112	0.087	0.078	0.075	0.081	0.067	0.071	0.073	0.088	0.078
43 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2018_MG344656.1	0.088	0.097	0.103	0.093	0.097	0.089	0.079	0.079	0.084	0.070	0.071	0.073	0.089	0.077
44 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688019.1	0.092	0.099	0.105	0.098	0.095	0.092	0.082	0.081	0.089	0.066	0.070	0.068	0.080	0.071
45 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688018.1	0.083	0.094	0.100	0.091	0.093	0.089	0.080	0.080	0.084	0.066	0.069	0.081	0.082	0.083

Apêndice 7.1 Continuação

Espécies	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28
46 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751_KF688009.1	0.097	0.102	0.107	0.102	0.111	0.100	0.090	0.090	0.096	0.076	0.081	0.089	0.091	0.081
47 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3938_KF688024.1	0.094	0.100	0.106	0.098	0.107	0.096	0.091	0.089	0.096	0.073	0.079	0.086	0.088	0.080
48 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751_KF688036.1	0.095	0.101	0.108	0.099	0.110	0.096	0.091	0.092	0.097	0.073	0.079	0.087	0.088	0.080
49 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3937_KF688023.1	0.093	0.105	0.111	0.107	0.111	0.101	0.091	0.090	0.099	0.075	0.082	0.086	0.085	0.077
50 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344660.1	0.195	0.188	0.192	0.186	0.196	0.188	0.186	0.186	0.183	0.177	0.184	0.180	0.186	0.180
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344662.1	0.181	0.184	0.188	0.182	0.186	0.174	0.176	0.176	0.177	0.155	0.162	0.162	0.170	0.170
52 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344663.1	0.181	0.180	0.184	0.178	0.186	0.170	0.172	0.172	0.173	0.155	0.162	0.162	0.170	0.170
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344664.1	0.180	0.186	0.186	0.183	0.188	0.179	0.176	0.176	0.181	0.171	0.171	0.181	0.179	0.174
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688005.1	0.165	0.168	0.172	0.168	0.172	0.167	0.162	0.161	0.166	0.153	0.160	0.161	0.158	0.159
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344659.1	0.175	0.172	0.176	0.166	0.182	0.172	0.174	0.174	0.167	0.161	0.164	0.168	0.164	0.164
56 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344665.1	0.218	0.228	0.233	0.228	0.238	0.223	0.215	0.215	0.223	0.209	0.213	0.219	0.226	0.218
57 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688028.1	0.190	0.188	0.189	0.183	0.206	0.181	0.187	0.180	0.185	0.179	0.186	0.179	0.172	0.176
58 <i>Tehuana diabolis</i> _CNCR 12956_MT871971.1	0.196	0.201	0.207	0.195	0.195	0.187	0.187	0.188	0.197	0.182	0.181	0.184	0.187	0.186

Apêndice 7.1 Continuação

Espécies	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42
30 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984726.1	0.000													
31 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688010.1	0.050	0.049												
32 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688012.1	0.064	0.063	0.015											
33 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344653.1	0.056	0.055	0.051	0.063										
34 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344654.1	0.052	0.052	0.048	0.060	0.006									
35 <i>Trichodactylus</i> sp. 6 FLM-2018_MG344655.1	0.052	0.052	0.064	0.078	0.046	0.044								
36 <i>Trichodactylus</i> sp. n. 6 FLM-2018_MG344651.1	0.068	0.067	0.075	0.089	0.071	0.072	0.080							
37 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688034.1	0.066	0.065	0.075	0.088	0.079	0.076	0.072	0.075						
38 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688038.1	0.076	0.074	0.068	0.081	0.079	0.078	0.078	0.073	0.037					
39 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688042.1	0.076	0.074	0.070	0.082	0.079	0.078	0.078	0.075	0.037	0.002				
40 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688015.1	0.070	0.067	0.063	0.065	0.080	0.076	0.072	0.069	0.065	0.067	0.071			
41 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688017.1	0.080	0.078	0.074	0.088	0.084	0.080	0.087	0.078	0.074	0.062	0.069	0.047		
42 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688020.1	0.078	0.078	0.077	0.087	0.081	0.078	0.086	0.081	0.082	0.068	0.075	0.047	0.010	
43 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2018_MG344656.1	0.078	0.077	0.079	0.093	0.081	0.078	0.086	0.081	0.079	0.069	0.069	0.047	0.010	0.000
44 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688019.1	0.073	0.071	0.076	0.090	0.087	0.083	0.082	0.083	0.082	0.070	0.077	0.050	0.013	0.015
45 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688018.1	0.082	0.084	0.074	0.087	0.081	0.078	0.084	0.085	0.080	0.071	0.070	0.043	0.045	0.046
46 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3751_KF688009.1	0.082	0.082	0.081	0.094	0.091	0.091	0.096	0.105	0.092	0.083	0.083	0.068	0.074	0.066
47 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3938_KF688024.1	0.080	0.080	0.077	0.091	0.089	0.089	0.098	0.103	0.093	0.083	0.089	0.071	0.075	0.066
48 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3751_KF688036.1	0.080	0.080	0.077	0.092	0.089	0.089	0.098	0.103	0.093	0.083	0.085	0.069	0.076	0.068
49 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3937_KF688023.1	0.079	0.076	0.080	0.092	0.091	0.091	0.093	0.102	0.086	0.080	0.086	0.060	0.066	0.058
50 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344660.1	0.180	0.180	0.180	0.192	0.182	0.182	0.190	0.192	0.182	0.184	0.184	0.178	0.188	0.192
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344662.1	0.171	0.170	0.152	0.164	0.156	0.163	0.170	0.172	0.170	0.168	0.168	0.163	0.174	0.175
52 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344663.1	0.171	0.170	0.148	0.160	0.156	0.163	0.170	0.174	0.166	0.168	0.168	0.165	0.172	0.173
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344664.1	0.175	0.174	0.164	0.164	0.164	0.168	0.181	0.193	0.179	0.181	0.181	0.171	0.174	0.169
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688005.1	0.161	0.160	0.144	0.156	0.164	0.165	0.170	0.162	0.160	0.159	0.159	0.147	0.154	0.146
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344659.1	0.165	0.164	0.154	0.166	0.166	0.167	0.176	0.168	0.166	0.168	0.168	0.163	0.168	0.164
56 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344665.1	0.218	0.218	0.197	0.205	0.197	0.203	0.218	0.228	0.218	0.223	0.223	0.198	0.214	0.204
57 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688028.1	0.181	0.177	0.171	0.177	0.190	0.189	0.182	0.186	0.181	0.181	0.184	0.182	0.183	0.177
58 <i>Tehuana diabolis</i> CNCR 12956 MT871971.1	0.188	0.185	0.179	0.194	0.187	0.184	0.191	0.205	0.190	0.192	0.195	0.192	0.184	0.180

Apêndice 7.1 Continuação

Espécies	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57
44 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688019.1	0.015														
45 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688018.1	0.045	0.049													
46 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3751_KF688009.1	0.067	0.071	0.079												
47 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3938_KF688024.1	0.069	0.071	0.080	0.002											
48 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3751_KF688036.1	0.069	0.072	0.080	0.006	0.004										
49 <i>Trichodactylus</i> cf. <i>crassus</i> CCDB 3937_KF688023.1	0.060	0.063	0.072	0.013	0.014	0.018									
50 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344660.1	0.192	0.189	0.190	0.184	0.184	0.184	0.179								
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344662.1	0.175	0.177	0.166	0.160	0.160	0.160	0.163	0.098							
52 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344663.1	0.173	0.175	0.164	0.160	0.160	0.160	0.159	0.098	0.016						
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344664.1	0.169	0.173	0.176	0.169	0.171	0.171	0.162	0.150	0.150	0.146					
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688005.1	0.154	0.154	0.152	0.152	0.152	0.152	0.147	0.137	0.141	0.137	0.119				
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344659.1	0.164	0.166	0.162	0.164	0.162	0.162	0.159	0.116	0.133	0.131	0.115	0.056			
56 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344665.1	0.204	0.212	0.218	0.221	0.223	0.221	0.213	0.191	0.178	0.178	0.023	0.160	0.152		
57 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688028.1	0.194	0.183	0.185	0.188	0.184	0.188	0.183	0.177	0.173	0.169	0.167	0.169	0.173	0.204	
58 <i>Tehuana diabolis</i> CNCR 12956 MT871971.1	0.183	0.187	0.185	0.192	0.189	0.188	0.190	0.227	0.239	0.239	0.232	0.220	0.208	0.277	0.206

Apêndice 8.1 Matriz de distância genética p não corrigida par a par de Trichodactylidae spp. baseada no gene mitocondrial COI. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1 <i>Avotrichodactylus constrictus</i> _MG344699.1														
2 CM01_186	0.185													
3 CM03_347	0.188	0.012												
4 CM06_555	0.188	0.012	0.000											
5 CM09_295	0.188	0.012	0.000	0.000										
6 CM14_175	0.185	0.014	0.011	0.011	0.011									
7 CM08_47	0.190	0.014	0.002	0.002	0.002	0.012								
8 CM02_258	0.182	0.144	0.144	0.144	0.144	0.142	0.145							
9 CM11_150	0.180	0.136	0.139	0.139	0.139	0.137	0.140	0.018						
10 <i>Valdivia serrata</i> _KU578962.1	0.177	0.133	0.136	0.136	0.136	0.132	0.138	0.045	0.048					
11 <i>Trichodactylus aff. fluviatilis</i> CCDB 4643_KF688088.1	0.190	0.163	0.168	0.168	0.168	0.168	0.169	0.157	0.147	0.157				
12 <i>Trichodactylus</i> sp. 6 FLM-2018_MG344673.1	0.192	0.168	0.171	0.171	0.171	0.169	0.173	0.155	0.138	0.145	0.021			
13 <i>Trichodactylus aff. fluviatilis</i> CCDB 4668_KF688089.1	0.202	0.165	0.169	0.169	0.169	0.169	0.171	0.159	0.147	0.153	0.044	0.035		
14 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344671.1	0.193	0.171	0.176	0.176	0.176	0.176	0.177	0.157	0.149	0.141	0.073	0.079	0.075	
15 <i>Trichodactylus</i> sp. 5 FLM-2018_MG344672.1	0.188	0.167	0.169	0.169	0.169	0.167	0.171	0.153	0.145	0.136	0.077	0.080	0.075	0.010
16 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688054.1	0.193	0.175	0.180	0.180	0.180	0.180	0.182	0.158	0.151	0.151	0.080	0.084	0.086	0.078
17 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688066.1	0.193	0.171	0.175	0.175	0.175	0.175	0.177	0.156	0.148	0.153	0.079	0.082	0.083	0.080
18 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688067.1	0.179	0.180	0.181	0.181	0.181	0.184	0.183	0.154	0.142	0.150	0.092	0.093	0.095	0.099
19 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688074.1	0.190	0.172	0.177	0.177	0.177	0.177	0.178	0.157	0.144	0.144	0.089	0.086	0.086	0.096
20 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688059.1	0.184	0.169	0.169	0.169	0.169	0.174	0.171	0.155	0.147	0.147	0.089	0.089	0.094	0.091
21 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688063.1	0.192	0.163	0.164	0.164	0.164	0.167	0.166	0.163	0.147	0.146	0.089	0.080	0.089	0.091
22 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688064.1	0.192	0.162	0.164	0.164	0.164	0.167	0.165	0.162	0.147	0.145	0.089	0.080	0.089	0.091
23 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688062.1	0.185	0.171	0.172	0.172	0.172	0.174	0.174	0.156	0.139	0.146	0.081	0.087	0.096	0.096
24 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013_KF688065.1	0.190	0.168	0.169	0.169	0.169	0.172	0.171	0.158	0.143	0.153	0.082	0.087	0.095	0.099
25 <i>Trichodactylus</i> sp. n. 6 FLM-2018_MG344674.1	0.191	0.160	0.164	0.164	0.164	0.162	0.165	0.164	0.155	0.150	0.089	0.096	0.108	0.086
26 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688070.1	0.182	0.142	0.147	0.147	0.147	0.144	0.148	0.134	0.127	0.129	0.104	0.110	0.110	0.093
27 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2018_MG344678.1	0.172	0.149	0.151	0.151	0.151	0.147	0.153	0.128	0.118	0.118	0.107	0.104	0.116	0.088
28 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688072.1	0.175	0.142	0.147	0.147	0.147	0.150	0.148	0.134	0.127	0.130	0.103	0.112	0.110	0.086
29 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688071.1	0.201	0.150	0.153	0.153	0.153	0.150	0.154	0.165	0.154	0.143	0.115	0.112	0.118	0.091
30 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688073.1	0.194	0.145	0.150	0.150	0.150	0.144	0.151	0.144	0.133	0.132	0.106	0.103	0.112	0.091
31 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688086.1	0.188	0.142	0.144	0.144	0.144	0.140	0.145	0.153	0.139	0.131	0.103	0.106	0.105	0.088
32 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688055.1	0.195	0.175	0.175	0.175	0.175	0.170	0.177	0.151	0.146	0.141	0.109	0.118	0.115	0.109
33 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688082.1	0.193	0.172	0.172	0.172	0.172	0.169	0.174	0.153	0.151	0.149	0.110	0.115	0.115	0.110
34 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984738.1	0.199	0.177	0.175	0.175	0.175	0.170	0.177	0.146	0.141	0.141	0.109	0.112	0.114	0.106
35 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688056.1	0.188	0.158	0.155	0.155	0.155	0.155	0.156	0.152	0.153	0.150	0.108	0.113	0.103	0.109
36 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984737.1	0.190	0.165	0.164	0.164	0.164	0.167	0.165	0.161	0.153	0.148	0.105	0.110	0.105	0.091
37 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344680.1	0.190	0.169	0.168	0.168	0.168	0.171	0.169	0.163	0.155	0.149	0.108	0.110	0.108	0.091
38 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344681.1	0.192	0.165	0.161	0.161	0.161	0.161	0.163	0.155	0.146	0.139	0.114	0.112	0.112	0.097
39 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688083.1	0.204	0.166	0.168	0.168	0.168	0.171	0.169	0.159	0.153	0.153	0.127	0.115	0.121	0.121

Apêndice 8.1 Continuação

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
40 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688085.1	0.200	0.167	0.168	0.168	0.168	0.172	0.170	0.156	0.150	0.147	0.125	0.115	0.119	0.121
41 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688084.1	0.203	0.168	0.169	0.169	0.169	0.172	0.171	0.157	0.150	0.147	0.127	0.115	0.119	0.122
42 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751_KF688061.1	0.185	0.160	0.160	0.160	0.160	0.160	0.162	0.140	0.128	0.130	0.125	0.115	0.125	0.115
43 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751_KF688075.1	0.187	0.163	0.163	0.163	0.163	0.163	0.164	0.142	0.130	0.128	0.128	0.115	0.128	0.115
44 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3938_KF688078.1	0.183	0.163	0.163	0.163	0.163	0.163	0.165	0.145	0.133	0.133	0.125	0.117	0.127	0.118
45 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3937_KF688077.1	0.183	0.148	0.145	0.145	0.145	0.148	0.147	0.142	0.136	0.130	0.128	0.122	0.131	0.118
46 <i>Dilocarcinus pagei</i> _MG344685.1	0.176	0.137	0.137	0.137	0.137	0.137	0.139	0.142	0.130	0.122	0.140	0.134	0.135	0.139
47 <i>Goyazana castelnaui</i> _MG344686.1	0.174	0.137	0.141	0.141	0.141	0.138	0.143	0.141	0.135	0.127	0.161	0.157	0.164	0.151
48 <i>Sylviocarcinus pictus</i> _KF688092.1	0.178	0.145	0.145	0.145	0.145	0.140	0.146	0.131	0.124	0.126	0.145	0.140	0.140	0.149
49 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344692.1	0.188	0.149	0.154	0.154	0.154	0.153	0.156	0.161	0.148	0.156	0.168	0.164	0.164	0.183
50 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344696.1	0.201	0.174	0.177	0.177	0.177	0.169	0.179	0.169	0.155	0.172	0.189	0.180	0.189	0.191
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344697.1	0.205	0.173	0.178	0.178	0.178	0.173	0.180	0.171	0.154	0.169	0.191	0.183	0.186	0.181
52 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344688.1	0.205	0.192	0.194	0.194	0.194	0.190	0.195	0.179	0.169	0.171	0.182	0.171	0.184	0.173
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344689.1	0.203	0.188	0.190	0.190	0.190	0.186	0.192	0.177	0.167	0.169	0.180	0.171	0.184	0.173
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688058.1	0.197	0.192	0.196	0.196	0.196	0.193	0.198	0.175	0.166	0.171	0.174	0.175	0.170	0.177
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344687.1	0.201	0.193	0.193	0.193	0.193	0.191	0.195	0.174	0.164	0.181	0.177	0.173	0.177	0.177
56 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688081.1	0.194	0.183	0.189	0.189	0.189	0.184	0.190	0.189	0.186	0.191	0.184	0.183	0.184	0.182
57 <i>Tehuana diabolis</i> CNCR 12956 MT852949.1	0.204	0.198	0.204	0.204	0.204	0.203	0.206	0.198	0.194	0.188	0.177	0.171	0.178	0.173

Apêndice 8.1 Continuação

Espécies	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28
16 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688054.1	0.085													
17 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688066.1	0.087	0.003												
18 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688067.1	0.101	0.054	0.051											
19 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688074.1	0.103	0.048	0.045	0.033										
20 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688059.1	0.094	0.043	0.039	0.049	0.056									
21 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688063.1	0.098	0.058	0.055	0.066	0.063	0.050								
22 <i>Trichodactylus fluviatilis</i> _KF688064.1	0.098	0.058	0.055	0.066	0.062	0.050	0.000							
23 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013__KF688062.1	0.101	0.091	0.089	0.088	0.091	0.088	0.081	0.081						
24 <i>Trichodactylus</i> sp. 1 FLM-2013__KF688065.1	0.101	0.092	0.091	0.088	0.091	0.091	0.086	0.086	0.002					
25 <i>Trichodactylus</i> sp. n. 6 FLM-2018__MG344674.1	0.096	0.093	0.094	0.094	0.110	0.098	0.094	0.094	0.103	0.105				
26 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013__KF688070.1	0.091	0.106	0.104	0.106	0.104	0.100	0.106	0.106	0.108	0.111	0.103			
27 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2018__MG344678.1	0.088	0.104	0.104	0.107	0.113	0.099	0.101	0.101	0.102	0.104	0.099	0.026		
28 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013__KF688072.1	0.089	0.102	0.100	0.109	0.109	0.102	0.102	0.101	0.096	0.098	0.106	0.050	0.043	
29 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013__KF688071.1	0.091	0.115	0.119	0.118	0.116	0.113	0.122	0.122	0.113	0.115	0.113	0.098	0.097	0.094
30 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013__KF688073.1	0.094	0.106	0.104	0.109	0.110	0.100	0.105	0.105	0.109	0.115	0.110	0.089	0.083	0.086
31 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013__KF688086.1	0.089	0.103	0.103	0.102	0.099	0.101	0.107	0.107	0.099	0.100	0.108	0.079	0.085	0.082
32 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688055.1	0.120	0.096	0.097	0.107	0.099	0.098	0.097	0.097	0.113	0.114	0.115	0.110	0.109	0.112
33 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688082.1	0.118	0.106	0.106	0.110	0.103	0.105	0.103	0.103	0.113	0.115	0.120	0.115	0.111	0.106
34 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984738.1	0.113	0.106	0.108	0.111	0.104	0.099	0.099	0.099	0.116	0.116	0.115	0.116	0.112	0.114
35 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688056.1	0.110	0.098	0.095	0.102	0.098	0.099	0.109	0.109	0.103	0.102	0.120	0.108	0.116	0.108
36 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984737.1	0.098	0.094	0.096	0.102	0.099	0.101	0.104	0.104	0.109	0.106	0.101	0.097	0.101	0.096
37 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344680.1	0.098	0.093	0.095	0.103	0.100	0.098	0.101	0.101	0.109	0.108	0.101	0.098	0.101	0.098
38 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344681.1	0.099	0.098	0.100	0.109	0.105	0.102	0.104	0.104	0.115	0.115	0.105	0.104	0.104	0.105
39 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013__KF688083.1	0.124	0.131	0.127	0.128	0.128	0.122	0.127	0.126	0.132	0.138	0.130	0.124	0.113	0.115
40 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013__KF688085.1	0.124	0.128	0.125	0.126	0.126	0.122	0.127	0.126	0.132	0.135	0.130	0.120	0.113	0.111
41 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013__KF688084.1	0.124	0.128	0.125	0.127	0.127	0.122	0.127	0.127	0.134	0.137	0.130	0.120	0.113	0.114
42 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751__KF688061.1	0.113	0.125	0.119	0.127	0.125	0.113	0.122	0.122	0.132	0.140	0.118	0.121	0.111	0.112
43 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751__KF688075.1	0.113	0.127	0.122	0.130	0.128	0.113	0.122	0.122	0.132	0.142	0.118	0.125	0.111	0.116
44 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3938__KF688078.1	0.117	0.129	0.124	0.125	0.124	0.117	0.127	0.126	0.136	0.142	0.121	0.122	0.114	0.113

Apêndice 8.1 Continuação

Espécies	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28
45 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3937_KF688077.1	0.120	0.120	0.115	0.125	0.121	0.106	0.116	0.115	0.127	0.134	0.125	0.116	0.111	0.110
46 <i>Dilocarcinus pagei</i> _MG344685.1	0.146	0.147	0.147	0.145	0.135	0.147	0.144	0.144	0.157	0.157	0.160	0.142	0.139	0.145
47 <i>Goyazana castelnaui</i> _MG344686.1	0.155	0.154	0.154	0.146	0.143	0.151	0.153	0.153	0.162	0.164	0.147	0.130	0.135	0.141
48 <i>Sylviocarcinus pictus</i> _KF688092.1	0.148	0.157	0.156	0.168	0.165	0.163	0.152	0.151	0.159	0.160	0.162	0.145	0.144	0.140
49 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344692.1	0.183	0.183	0.183	0.185	0.181	0.183	0.180	0.180	0.175	0.175	0.173	0.166	0.162	0.164
50 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344696.1	0.193	0.201	0.199	0.191	0.184	0.193	0.189	0.189	0.172	0.172	0.177	0.172	0.165	0.175
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344697.1	0.188	0.195	0.196	0.195	0.181	0.196	0.190	0.190	0.173	0.173	0.183	0.173	0.168	0.173
52 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344688.1	0.177	0.184	0.184	0.188	0.180	0.180	0.190	0.190	0.186	0.188	0.186	0.169	0.165	0.164
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344689.1	0.177	0.184	0.184	0.188	0.180	0.180	0.190	0.190	0.186	0.188	0.188	0.165	0.162	0.160
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688058.1	0.181	0.182	0.183	0.184	0.181	0.186	0.192	0.192	0.172	0.172	0.167	0.177	0.166	0.161
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344687.1	0.176	0.186	0.186	0.188	0.191	0.179	0.195	0.195	0.175	0.174	0.182	0.181	0.173	0.166
56 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688081.1	0.181	0.195	0.195	0.184	0.189	0.191	0.181	0.181	0.189	0.192	0.199	0.183	0.179	0.178
57 <i>Tehuana diabolis</i> CNCR 12956 MT852949.1	0.171	0.182	0.182	0.185	0.183	0.186	0.193	0.193	0.169	0.172	0.179	0.172	0.176	0.173

Apêndice 8.1 Continuação

Espécies	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42
30 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688073.1	0.038													
31 <i>Trichodactylus</i> sp. 4 FLM-2013_KF688086.1	0.039	0.043												
32 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688055.1	0.115	0.112	0.107											
33 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688082.1	0.119	0.116	0.111	0.011										
34 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984738.1	0.114	0.113	0.111	0.015	0.013									
35 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KF688056.1	0.112	0.112	0.106	0.073	0.074	0.071								
36 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _KU984737.1	0.108	0.111	0.099	0.067	0.068	0.061	0.057							
37 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344680.1	0.111	0.112	0.101	0.067	0.070	0.061	0.057	0.000						
38 <i>Trichodactylus petropolitanus</i> _MG344681.1	0.110	0.109	0.104	0.069	0.071	0.063	0.058	0.003	0.003					
39 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688083.1	0.131	0.119	0.128	0.136	0.133	0.130	0.130	0.128	0.127	0.121				
40 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688085.1	0.129	0.117	0.124	0.132	0.129	0.130	0.126	0.124	0.123	0.121	0.000			
41 <i>Trichodactylus</i> sp. 2 FLM-2013_KF688084.1	0.133	0.120	0.125	0.132	0.130	0.130	0.128	0.124	0.123	0.121	0.002	0.002		
42 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751_KF688061.1	0.130	0.116	0.122	0.125	0.128	0.123	0.127	0.130	0.130	0.124	0.128	0.126	0.128	
43 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3751_KF688075.1	0.138	0.124	0.125	0.127	0.133	0.123	0.132	0.133	0.132	0.124	0.132	0.126	0.128	0.005
44 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3938_KF688078.1	0.131	0.121	0.123	0.125	0.127	0.123	0.126	0.131	0.133	0.127	0.130	0.128	0.130	0.006
45 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3937_KF688077.1	0.124	0.113	0.120	0.114	0.119	0.116	0.123	0.119	0.119	0.114	0.124	0.123	0.127	0.030
46 <i>Dilocarcinus pagei</i> _MG344685.1	0.144	0.132	0.137	0.154	0.157	0.159	0.159	0.151	0.151	0.150	0.161	0.161	0.161	0.144
47 <i>Goyazana castelnaui</i> _MG344686.1	0.138	0.141	0.138	0.159	0.162	0.158	0.162	0.162	0.162	0.165	0.162	0.162	0.164	0.151
48 <i>Sylviocarcinus pictus</i> _KF688092.1	0.163	0.151	0.143	0.161	0.165	0.163	0.159	0.168	0.170	0.168	0.180	0.179	0.182	0.156
49 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344692.1	0.168	0.159	0.169	0.181	0.183	0.179	0.175	0.169	0.169	0.166	0.180	0.180	0.181	0.175
50 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344696.1	0.179	0.170	0.172	0.198	0.198	0.194	0.196	0.187	0.187	0.187	0.172	0.172	0.170	0.187
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344697.1	0.180	0.168	0.173	0.198	0.201	0.198	0.203	0.185	0.185	0.187	0.176	0.176	0.175	0.186
52 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344688.1	0.179	0.167	0.173	0.188	0.184	0.190	0.186	0.179	0.179	0.177	0.171	0.171	0.169	0.175
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344689.1	0.177	0.165	0.169	0.188	0.184	0.190	0.186	0.179	0.179	0.177	0.171	0.171	0.169	0.175
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688058.1	0.178	0.170	0.174	0.188	0.195	0.195	0.174	0.182	0.184	0.188	0.195	0.192	0.191	0.184
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344687.1	0.188	0.179	0.183	0.202	0.200	0.200	0.188	0.191	0.191	0.193	0.188	0.188	0.189	0.189
56 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688081.1	0.193	0.189	0.193	0.185	0.181	0.182	0.189	0.193	0.196	0.195	0.189	0.186	0.188	0.183
57 <i>Tehuana diabolis</i> CNCR 12956 MT852949.1	0.165	0.156	0.162	0.190	0.196	0.192	0.185	0.180	0.179	0.180	0.196	0.196	0.198	0.196

Apêndice 8.1 Continuação

Espécies	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56
44 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3938_KF688078.1	0.011													
45 <i>Trichodactylus cf. crassus</i> CCDB 3937_KF688077.1	0.034	0.036												
46 <i>Dilocarcinus pagei</i> _MG344685.1	0.144	0.147	0.144											
47 <i>Goyazana castelnaui</i> _MG344686.1	0.151	0.154	0.146	0.117										
48 <i>Sylviocarcinus pictus</i> _KF688092.1	0.156	0.156	0.159	0.144	0.151									
49 <i>Trichodactylus borellianus</i> _MG344692.1	0.175	0.180	0.173	0.165	0.175	0.173								
50 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344696.1	0.187	0.193	0.182	0.164	0.165	0.189	0.118							
51 <i>Trichodactylus ehrhardti</i> _MG344697.1	0.186	0.191	0.181	0.162	0.164	0.193	0.121	0.017						
52 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344688.1	0.175	0.177	0.182	0.169	0.182	0.175	0.154	0.154	0.154					
53 <i>Trichodactylus kensleyi</i> _MG344689.1	0.175	0.177	0.182	0.169	0.180	0.173	0.154	0.154	0.154	0.000				
54 <i>Trichodactylus panoplus</i> _KF688058.1	0.189	0.186	0.193	0.179	0.170	0.176	0.134	0.133	0.133	0.120	0.120			
55 <i>Trichodactylus panoplus</i> _MG344687.1	0.189	0.193	0.196	0.191	0.179	0.181	0.145	0.137	0.143	0.135	0.135	0.049		
56 <i>Trichodactylus faxoni</i> _KF688081.1	0.184	0.178	0.187	0.192	0.201	0.184	0.171	0.201	0.205	0.197	0.197	0.202	0.196	
57 <i>Tehuana diabolis</i> CNCR 12956 MT852949.1	0.196	0.198	0.194	0.190	0.191	0.191	0.206	0.213	0.212	0.199	0.199	0.216	0.203	0.199

Apêndice 9.1 Matriz de distâncias genéticas p não corrigida concatenadas de Pseudothelphusidae spp. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
1 <i>Avotrichodactylus_constrictus</i> _MG344668															
2 CM05_0004	0.279														
3 CM13_00011	0.278	0.006													
4 CM07_0006	0.28	0.1	0.103												
5 <i>Moritschus_henrici</i> _KU578904	0.279	0.093	0.093	0.01											
6 <i>Moritschus_henrici</i> _MT874846	0.256	0.101	0.101	0.014	0.004										
7 CM10_0009	0.28	0.099	0.103	0.007	0.01	0.014									
8 <i>Hypolobocera_gorgonensis</i> _KU578906	0.261	0.155	0.154	0.116	0.061	0.063	0.115								
9 <i>Neostrengeria_sp_R649_C10</i> _KU578881	0.258	0.15	0.148	0.133	0.062	0.068	0.135	0.123							
10 <i>Hypolobocera_gracilignatha</i> _KU578880	0.25	0.141	0.14	0.115	0.053	0.053	0.114	0.096	0.109						
11 <i>Neostrengeria_lindigiana</i> _MT874847	0.255	0.195	0.194	0.177	0.105	0.073	0.178	0.163	0.144	0.157					
12 <i>Neostrengeria_macropa</i> _KU578905	0.252	0.159	0.157	0.145	0.081	0.087	0.145	0.128	0.099	0.121	0.115				
13 <i>Neostrengeria_macropa</i> _MT874848	0.252	0.198	0.196	0.185	0.111	0.079	0.185	0.17	0.143	0.162	0.065	0.053			
14 <i>Hypolobocera_bouvieri_bouvieri</i> _KU578907	0.256	0.142	0.141	0.128	0.084	0.089	0.128	0.114	0.109	0.113	0.149	0.119	0.161		
15 <i>Hypolobocera_bouvieri_monticola</i> _KU578908	0.284	0.179	0.177	0.165	0.088	0.093	0.164	0.149	0.145	0.151	0.18	0.144	0.187	0.049	
16 <i>Mokayathelphusa_angelsotoi</i> _ON406438	0.234	0.216	0.216	0.189	0.208	0.183	0.19	0.174	0.189	0.164	0.195	0.179	0.194	0.171	0.206
17 <i>Tehuana_diabolis</i> _MT871971	0.242	0.216	0.214	0.192	0.131	0.1	0.191	0.165	0.184	0.163	0.125	0.172	0.125	0.172	0.207
18 <i>Tehuana_diabolis</i> _OK256892	0.232	0.234	0.232	0.213	0.2	0.175	0.212	0.185	0.202	0.184	0.167	0.192	0.166	0.195	0.231
19 <i>Phrygiopilus_acanthophallus</i> _MT871964	0.245	0.204	0.202	0.19	0.131	0.1	0.188	0.171	0.177	0.159	0.113	0.161	0.113	0.159	0.189
20 <i>Tzotzilthelphusa_villarosalensis</i> _MT871961	0.257	0.2	0.198	0.193	0.128	0.096	0.192	0.178	0.171	0.156	0.116	0.166	0.118	0.161	0.194
21 <i>Tzotzilthelphusa_villarosalensis</i> _NC_082147	0.283	0.126	0.126	0.12	0.097	0.1	0.12	0.161	0.154	0.14	0.19	0.153	0.192	0.145	0.177
22 <i>Tzotzilthelphusa_villarosalensis</i> _OP295767	0.283	0.126	0.126	0.12	0.097	0.1	0.12	0.161	0.154	0.14	0.19	0.153	0.192	0.145	0.177

Apêndice 9.1 Continuação

	Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
23	<i>Raddaus bocourti</i> _MT871953	0.249	0.228	0.226	0.213	0.194	0.169	0.213	0.201	0.201	0.194	0.139	0.192	0.148	0.195	0.228
24	<i>Raddaus mertensi</i> _MT871954	0.247	0.2	0.198	0.184	0.12	0.088	0.184	0.169	0.167	0.159	0.105	0.157	0.11	0.168	0.201
25	<i>Raddaus orestrius</i> _MT871955	0.252	0.126	0.126	0.096	0.094	0.09	0.1	0.12	0.112	0.11	0.104	0.103	0.094	0.128	0.134
26	<i>Raddaus orestrius</i> _KU578909	0.246	0.158	0.157	0.143	0.096	0.098	0.143	0.13	0.126	0.114	0.154	0.116	0.159	0.123	0.157
27	<i>Potamocarcinus zilchi germani</i> _MT871962	0.248	0.205	0.203	0.2	0.135	0.104	0.199	0.176	0.178	0.161	0.117	0.162	0.115	0.171	0.204
28	<i>Phrygiopilus montebelloensis</i> _MT871963	0.254	0.194	0.192	0.189	0.131	0.1	0.188	0.171	0.171	0.156	0.114	0.158	0.11	0.165	0.196
29	<i>Typhlopseudothelphusa</i> _sp_R371_KU578874	0.258	0.191	0.189	0.183	0.104	0.108	0.186	0.161	0.154	0.159	0.142	0.149	0.14	0.155	0.18
30	<i>Typhlopseudothelphusa</i> _sp_R371_KU578875	0.276	0.133	0.133	0.108	0.104	0.108	0.11	0.128	0.112	0.116	0.137	0.105	0.135	0.116	0.12
31	<i>Typhlopseudothelphusa</i> _sp_R649_KU578888	0.247	0.178	0.177	0.172	0.104	0.108	0.174	0.147	0.139	0.145	0.15	0.134	0.148	0.141	0.172
32	<i>Potamocarcinus chajulensis</i> _MT868931	0.253	0.153	0.153	0.126	0.116	0.112	0.126	0.135	0.121	0.128	0.102	0.12	0.112	0.145	0.146
33	<i>Potamocarcinus magnus</i> _MT868932	0.234	0.245	0.244	0.219	0.202	0.177	0.218	0.206	0.202	0.196	0.14	0.209	0.165	0.202	0.238
34	<i>Potamocarcinus nicaraguensis</i> _MT868933	0.25	0.239	0.238	0.214	0.202	0.177	0.213	0.204	0.202	0.189	0.146	0.205	0.161	0.202	0.238
35	<i>Potamocarcinus richmondi</i> _MT868934	0.258	0.256	0.255	0.238	0.244	0.22	0.237	0.219	0.224	0.209	0.167	0.219	0.175	0.217	0.252
36	<i>Potamocarcinus</i> _sp_LMT_2014_KJ132617	0.304	0.227	0.227	0.224	0.218	0.218	0.224	0.22	0.214	0.22	0.203	0.211	0.211	0.224	0.227
37	<i>Eudaniela garmani</i> _AJ130809	0.249	0.161	0.161	0.13	0.129	0.127	0.13	0.147	0.153	0.145	0.115	0.138	0.133	0.157	0.163
38	<i>Guinotia dentata</i> _KU578854	0.284	0.156	0.156	0.127	0.122	0.124	0.127	0.141	0.142	0.141	0.141	0.136	0.159	0.149	0.155
39	<i>Guinotia dentata</i> _KU578910	0.287	0.15	0.15	0.123	0.117	0.12	0.123	0.136	0.141	0.138	0.144	0.13	0.162	0.146	0.15
40	<i>Eudaniela</i> _sp_R723_5_KU578894	0.265	0.205	0.203	0.192	0.141	0.146	0.192	0.168	0.165	0.157	0.151	0.167	0.17	0.157	0.187
41	<i>Guinotia dentata</i> _AY803567	0.258	0.225	0.225	0.197	0.188	0.188	0.2	0.216	0.218	0.202	0.19	0.202	0.202	0.202	0.207

Apêndice 9.1 Continuação

	Espécies	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30
17	<i>Tehuana_diabolis</i> _MT871971	0.116														
18	<i>Tehuana_diabolis</i> _OK256892	0.074	0.054													
19	<i>Phrygiopilus_acanthophallus</i> _MT871964	0.167	0.094	0.14												
20	<i>Tzotzilthelphusa_villarosalensis</i> _MT871961	0.175	0.1	0.144	0.069											
21	<i>Tzotzilthelphusa_villarosalensis</i> _NC_082147	0.184	0.175	0.198	0.145	0.084										
22	<i>Tzotzilthelphusa_villarosalensis</i> _OP295767	0.184	0.175	0.198	0.145	0.084	0									
23	<i>Raddaus_bocourti</i> _MT871953	0.126	0.12	0.096	0.113	0.126	0.198	0.198								
24	<i>Raddaus_mertensi</i> _MT871954	0.159	0.087	0.132	0.08	0.092	0.168	0.168	0.044							
25	<i>Raddaus_orestrius</i> _MT871955	0.157	0.081	0.155	0.063	0.069	0.073	0.073	0.083	0.002						
26	<i>Raddaus_orestrius</i> _KU578909	0.136	0.136	0.158	0.13	0.142	0.127	0.127	0.099	0.064	0.01					
27	<i>Potamocarcinus_zilchi_germani</i> _MT871962	0.168	0.097	0.144	0.075	0.089	0.164	0.164	0.13	0.091	0.069	0.142				
28	<i>Phrygiopilus_montebelloensis</i> _MT871963	0.164	0.089	0.137	0.038	0.063	0.141	0.141	0.113	0.076	0.071	0.129	0.072			
29	<i>Typhlopseudothelphusa_sp_R371_KU578874</i>	0.185	0.127	0.16	0.101	0.12	0.156	0.156	0.144	0.111	0.069	0.125	0.12	0.105		
30	<i>Typhlopseudothelphusa_sp_R371_KU578875</i>	0.202	0.116	0.187	0.082	0.112	0.08	0.08	0.166	0.094	0.067	0.069	0.12	0.097	0.002	
31	<i>Typhlopseudothelphusa_sp_R649_KU578888</i>	0.173	0.133	0.159	0.107	0.127	0.141	0.141	0.154	0.12	0.067	0.11	0.126	0.112	0.019	0
32	<i>Potamocarcinus_chajulensis</i> _MT868931	0.179	0.096	0.173	0.088	0.098	0.102	0.102	0.173	0.094	0.096	0.102	0.102	0.096	0.102	0.102
33	<i>Potamocarcinus_magnus</i> _MT868932	0.141	0.132	0.111	0.14	0.138	0.209	0.209	0.091	0.122	0.163	0.169	0.14	0.14	0.164	0.2
34	<i>Potamocarcinus_nicaraguensis</i> _MT868933	0.14	0.129	0.112	0.126	0.128	0.2	0.2	0.098	0.128	0.163	0.173	0.137	0.127	0.161	0.2
35	<i>Potamocarcinus_richmondi</i> _MT868934	0.162	0.146	0.126	0.148	0.151	0.22	0.22	0.114	0.145	0.193	0.194	0.155	0.142	0.181	0.233
36	<i>Potamocarcinus_sp_LMT_2014_KJ132617</i>	0.268	0.207	0.259	0.203	0.213	0.213	0.213	0.255	0.203	0.203	0.203	0.217	0.215	0.203	0.203
37	<i>Eudaniela_garmani</i> _AJ130809	0.199	0.122	0.174	0.152	0.144	0.146	0.146	0.194	0.141	0.141	0.144	0.154	0.152	0.155	0.155
38	<i>Guinotia_dentata</i> _KU578854	0.239	0.146	0.216	0.174	0.163	0.137	0.137	0.233	0.161	0.139	0.144	0.174	0.172	0.148	0.149
39	<i>Guinotia_dentata</i> _KU578910	0.243	0.15	0.223	0.178	0.166	0.135	0.135	0.239	0.164	0.137	0.142	0.174	0.176	0.148	0.148
40	<i>Eudaniela_sp_R723_5_KU578894</i>	0.211	0.156	0.18	0.159	0.164	0.192	0.192	0.19	0.16	0.15	0.152	0.18	0.159	0.154	0.156
41	<i>Guinotia_dentata</i> _AY803567	0.256	0.197	0.263	0.209	0.207	0.207	0.207	0.252	0.186	0.186	0.191	0.195	0.214	0.198	0.198

Apêndice 9.1 Continuação

	Espécies	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40
32	<i>Potamocarcinus_chajulensis</i> _MT868931	0.102									
33	<i>Potamocarcinus_magnus</i> _MT868932	0.171	0.134								
34	<i>Potamocarcinus_nicaraguensis</i> _MT868933	0.168	0.134	0.04							
35	<i>Potamocarcinus_richmondi</i> _MT868934	0.19	0.16	0.081	0.058						
36	<i>Potamocarcinus_sp_LMT_2014_KJ132617</i>	0.203	0.183	0.223	0.223	0.257					
37	<i>Eudaniela_garmani</i> _AJ130809	0.155	0.143	0.196	0.196	0.218	0.231				
38	<i>Guinotia_dentata</i> _KU578854	0.148	0.145	0.233	0.233	0.262	0.225	0.026			
39	<i>Guinotia_dentata</i> _KU578910	0.148	0.147	0.239	0.239	0.271	0.222	0.023	0.002		
40	<i>Eudaniela_sp_R723_5_KU578894</i>	0.152	0.167	0.197	0.197	0.213	0.244	0.107	0.114	0.098	
41	<i>Guinotia_dentata</i> _AY803567	0.198	0.209	0.266	0.266	0.292	0.305	0.222	0.214	0.214	0.214

Apêndice 10.1 Matriz de distância genética p não corrigida par a par de Pseudothelphusidae spp. baseada no gene mitocondrial 16S. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1 <i>Avotrichodactylus constrictus</i> _MG344668														
2 CM05_0004	0.235													
3 CM13_00011	0.235	0.003												
4 CM07_0006	0.233	0.090	0.094											
5 <i>Moritschus henrici</i> _KU578904	0.226	0.093	0.093	0.010										
6 <i>Moritschus henrici</i> _MT874846	0.225	0.101	0.101	0.014	0.004									
7 CM10_0009	0.233	0.090	0.094	0.003	0.010	0.014								
8 <i>Hypolobocera gorgonensis</i> _KU578906	0.235	0.119	0.119	0.066	0.061	0.063	0.066							
9 <i>Neostrengeria</i> sp. R649-C10_KU578881	0.226	0.117	0.117	0.068	0.062	0.068	0.068	0.088						
10 <i>Hypolobocera gracilignatha</i> _KU578880	0.229	0.103	0.103	0.063	0.053	0.053	0.063	0.072	0.074					
11 <i>Neostrengeria lindigiana</i> _MT874847	0.225	0.116	0.116	0.083	0.077	0.073	0.083	0.099	0.079	0.095				
12 <i>Neostrengeria macropa</i> _KU578905	0.228	0.110	0.110	0.086	0.081	0.087	0.084	0.104	0.068	0.094	0.051			
13 <i>Neostrengeria macropa</i> _MT874848	0.225	0.113	0.113	0.089	0.083	0.079	0.087	0.107	0.074	0.093	0.043	0.008		
14 <i>Hypolobocera bouvieri bouvieri</i> _KU578907	0.234	0.122	0.122	0.082	0.084	0.089	0.082	0.113	0.107	0.113	0.099	0.096	0.099	
15 <i>Hypolobocera bouvieri monticola</i> _KU578908	0.232	0.128	0.128	0.086	0.088	0.093	0.086	0.113	0.111	0.118	0.107	0.098	0.105	0.008
16 <i>Mokayathelphusa angelsotoi</i> _ON406438	0.219	0.158	0.158	0.117	0.113	0.113	0.117	0.131	0.132	0.128	0.136	0.141	0.136	0.141
17 <i>Tehuana diabolis</i> _MT871971	0.210	0.151	0.151	0.110	0.104	0.100	0.110	0.110	0.118	0.122	0.116	0.126	0.118	0.138
18 <i>Tehuana diabolis</i> _OK256892	0.215	0.154	0.154	0.109	0.104	0.104	0.109	0.114	0.118	0.124	0.124	0.128	0.124	0.141
19 <i>Phrygiopilus acanthophallus</i> _MT871964	0.207	0.134	0.134	0.110	0.104	0.100	0.110	0.118	0.116	0.110	0.102	0.110	0.102	0.112
20 <i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _MT871961	0.227	0.134	0.134	0.106	0.100	0.096	0.106	0.127	0.108	0.104	0.100	0.103	0.094	0.124
21 <i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _NC_082147	0.231	0.122	0.121	0.098	0.097	0.100	0.098	0.123	0.100	0.102	0.104	0.096	0.098	0.116
22 <i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _OP295767	0.231	0.122	0.121	0.098	0.097	0.100	0.098	0.123	0.100	0.102	0.104	0.096	0.098	0.116
23 <i>Raddaus bocourti</i> _MT871953	0.227	0.134	0.134	0.098	0.098	0.098	0.102	0.127	0.118	0.117	0.111	0.107	0.102	0.130
24 <i>Raddaus mertensi</i> _MT871954	0.222	0.128	0.128	0.094	0.092	0.088	0.098	0.120	0.112	0.110	0.102	0.101	0.092	0.126
25 <i>Raddaus orestrius</i> _MT871955	0.222	0.126	0.126	0.096	0.094	0.090	0.100	0.120	0.112	0.110	0.104	0.103	0.094	0.128
26 <i>Raddaus orestrius</i> _KU578909	0.228	0.132	0.132	0.098	0.096	0.098	0.102	0.124	0.115	0.114	0.110	0.098	0.100	0.130
27 <i>Potamocarcinus zilchi germani</i> _MT871962	0.215	0.132	0.132	0.114	0.108	0.104	0.114	0.125	0.116	0.118	0.106	0.108	0.102	0.126
28 <i>Phrygiopilus montebelloensis</i> _MT871963	0.229	0.128	0.128	0.110	0.104	0.100	0.110	0.127	0.114	0.112	0.110	0.114	0.106	0.128
29 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371_KU578874	0.222	0.133	0.133	0.108	0.104	0.108	0.110	0.128	0.112	0.117	0.110	0.105	0.108	0.116
30 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371_KU578875	0.222	0.133	0.133	0.108	0.104	0.108	0.110	0.128	0.112	0.116	0.110	0.105	0.108	0.116
31 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649_KU578888	0.222	0.133	0.133	0.108	0.104	0.108	0.110	0.128	0.112	0.116	0.110	0.105	0.108	0.116
32 <i>Potamocarcinus chajulensis</i> _MT868931	0.223	0.153	0.153	0.126	0.116	0.112	0.126	0.135	0.121	0.128	0.102	0.120	0.112	0.145
33 <i>Potamocarcinus magnus</i> _MT868932	0.220	0.162	0.162	0.111	0.107	0.107	0.111	0.129	0.120	0.128	0.109	0.131	0.126	0.143
34 <i>Potamocarcinus nicaraguensis</i> _MT868933	0.220	0.162	0.162	0.111	0.107	0.107	0.111	0.129	0.120	0.128	0.109	0.131	0.126	0.143
35 <i>Potamocarcinus richmondi</i> _MT868934	0.224	0.173	0.173	0.136	0.131	0.131	0.136	0.152	0.147	0.153	0.127	0.136	0.131	0.152
36 <i>Potamocarcinus</i> sp. LMT-2014_KJ132617	0.295	0.227	0.227	0.224	0.218	0.218	0.224	0.220	0.214	0.220	0.203	0.211	0.211	0.224
37 <i>Eudaniela garmani</i> _AJ130809	0.240	0.161	0.161	0.130	0.129	0.127	0.130	0.147	0.153	0.145	0.115	0.138	0.133	0.157
38 <i>Guinotia dentata</i> _KU578854	0.235	0.156	0.156	0.127	0.122	0.124	0.127	0.141	0.142	0.141	0.118	0.136	0.136	0.149
39 <i>Guinotia dentata</i> _KU578910	0.232	0.150	0.150	0.123	0.117	0.120	0.123	0.136	0.141	0.138	0.116	0.130	0.135	0.146
40 <i>Eudaniela</i> sp. R723-5_KU578894	0.240	0.179	0.179	0.149	0.141	0.146	0.151	0.161	0.141	0.146	0.142	0.149	0.154	0.158
41 <i>Guinotia dentata</i> _AY803567	0.243	0.225	0.225	0.197	0.188	0.188	0.200	0.216	0.218	0.202	0.190	0.202	0.202	0.202

Apêndice 10.1 Continuação

	Espécies	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28
16	<i>Mokayathelphusa angelsotoi</i> _ON406438	0.147													
17	<i>Tehuana diabolis</i> _MT871971	0.143	0.045												
18	<i>Tehuana diabolis</i> _OK256892	0.147	0.045	0.000											
19	<i>Phrygiopilus acanthophallus</i> _MT871964	0.118	0.102	0.084	0.090										
20	<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _MT871961	0.128	0.109	0.092	0.096	0.063									
21	<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _NC_082147	0.120	0.109	0.096	0.096	0.067	0.004								
22	<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _OP295767	0.120	0.109	0.096	0.096	0.067	0.004	0.000							
23	<i>Raddaus bocourti</i> _MT871953	0.137	0.083	0.081	0.081	0.066	0.075	0.075	0.075						
24	<i>Raddaus mertensi</i> _MT871954	0.132	0.085	0.081	0.083	0.061	0.067	0.071	0.071	0.002					
25	<i>Raddaus orestrius</i> _MT871955	0.134	0.085	0.081	0.083	0.063	0.069	0.073	0.073	0.004	0.002				
26	<i>Raddaus orestrius</i> _KU578909	0.134	0.086	0.083	0.082	0.073	0.079	0.079	0.079	0.009	0.010	0.010			
27	<i>Potamocarcinus zilchi germani</i> _MT871962	0.130	0.096	0.092	0.094	0.063	0.077	0.081	0.081	0.077	0.071	0.069	0.079		
28	<i>Phrygiopilus montebelloensis</i> _MT871963	0.134	0.107	0.092	0.096	0.039	0.053	0.057	0.057	0.077	0.069	0.071	0.075	0.069	
29	<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371_KU578874	0.120	0.107	0.088	0.090	0.055	0.083	0.078	0.078	0.068	0.067	0.069	0.071	0.092	0.071
30	<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371_KU578875	0.120	0.107	0.088	0.090	0.053	0.084	0.080	0.080	0.066	0.065	0.067	0.069	0.092	0.069
31	<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649_KU578888	0.120	0.107	0.088	0.090	0.053	0.084	0.080	0.080	0.066	0.065	0.067	0.069	0.092	0.069
32	<i>Potamocarcinus chajulensis</i> _MT868931	0.146	0.109	0.096	0.102	0.088	0.098	0.102	0.102	0.102	0.094	0.096	0.102	0.102	0.096
33	<i>Potamocarcinus magnus</i> _MT868932	0.146	0.111	0.098	0.098	0.102	0.098	0.098	0.098	0.096	0.094	0.092	0.095	0.109	0.107
34	<i>Potamocarcinus nicaraguensis</i> _MT868933	0.146	0.111	0.098	0.098	0.102	0.098	0.098	0.098	0.096	0.094	0.092	0.095	0.109	0.107
35	<i>Potamocarcinus richmondi</i> _MT868934	0.156	0.118	0.107	0.107	0.112	0.116	0.116	0.116	0.097	0.099	0.101	0.103	0.118	0.118
36	<i>Potamocarcinus</i> sp. LMT-2014_KJ132617	0.227	0.226	0.207	0.216	0.203	0.213	0.213	0.213	0.212	0.203	0.203	0.203	0.217	0.215
37	<i>Eudaniela garmani</i> _AJ130809	0.163	0.154	0.122	0.128	0.152	0.144	0.146	0.146	0.149	0.141	0.141	0.144	0.154	0.152
38	<i>Guinotia dentata</i> _KU578854	0.155	0.152	0.122	0.126	0.151	0.140	0.137	0.137	0.145	0.138	0.139	0.144	0.151	0.149
39	<i>Guinotia dentata</i> _KU578910	0.150	0.149	0.122	0.127	0.151	0.139	0.135	0.135	0.144	0.137	0.137	0.142	0.147	0.149
40	<i>Eudaniela</i> sp. R723-5_KU578894	0.160	0.176	0.156	0.163	0.163	0.156	0.151	0.151	0.158	0.150	0.150	0.140	0.171	0.163
41	<i>Guinotia dentata</i> _AY803567	0.207	0.204	0.197	0.211	0.209	0.207	0.207	0.207	0.199	0.186	0.186	0.191	0.195	0.214

Apêndice 10.1 Continuação

Espécies	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40
30 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371_KU578875	0.002											
31 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649_KU578888	0.002	0.000										
32 <i>Potamocarcinus chajulensis</i> _MT868931	0.102	0.102	0.102									
33 <i>Potamocarcinus magnus</i> _MT868932	0.105	0.105	0.105	0.060								
34 <i>Potamocarcinus nicaraguensis</i> _MT868933	0.105	0.105	0.105	0.060	0.000							
35 <i>Potamocarcinus richmondi</i> _MT868934	0.118	0.118	0.118	0.064	0.053	0.053						
36 <i>Potamocarcinus</i> sp. LMT-2014_KJ132617	0.203	0.203	0.203	0.183	0.178	0.178	0.192					
37 <i>Eudaniela garmani</i> _AJ130809	0.155	0.155	0.155	0.143	0.151	0.151	0.153	0.231				
38 <i>Guinotia dentata</i> _KU578854	0.148	0.149	0.148	0.145	0.145	0.145	0.155	0.225	0.026			
39 <i>Guinotia dentata</i> _KU578910	0.148	0.148	0.148	0.147	0.144	0.144	0.158	0.222	0.023	0.002		
40 <i>Eudaniela</i> sp. R723-5_KU578894	0.158	0.156	0.156	0.167	0.175	0.175	0.189	0.244	0.107	0.114	0.098	
41 <i>Guinotia dentata</i> _AY803567	0.198	0.198	0.198	0.209	0.214	0.214	0.219	0.305	0.222	0.214	0.214	0.214

Apêndice 11.1 Matriz de distância genética p não corrigida par a par de Pseudothelphusidae spp. baseada no gene mitocondrial COI. Os valores em negrito correspondem às espécies coletadas neste estudo.

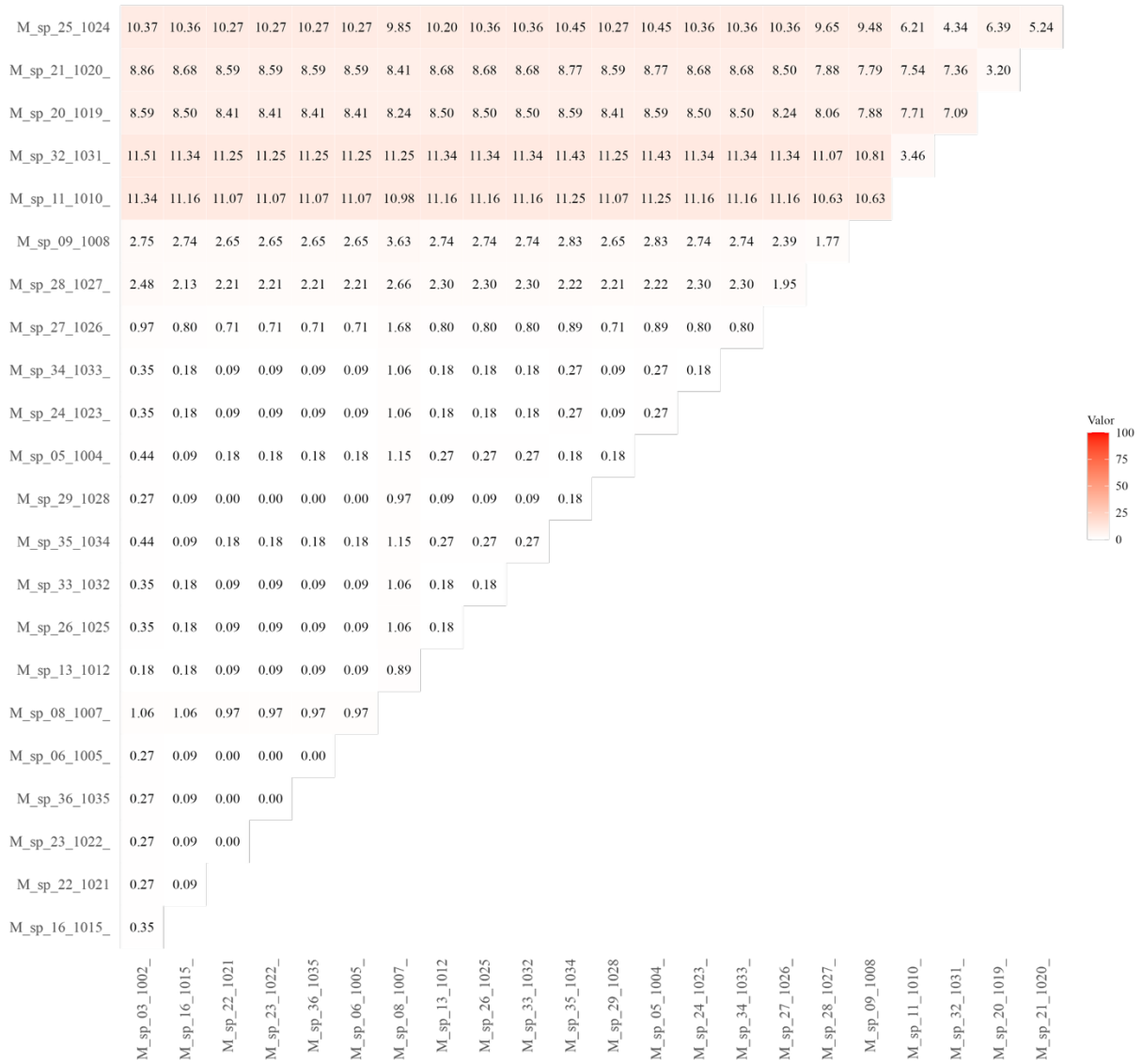
Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
1 <i>Avotrichodactylus constrictus</i> _MG344699												
2 CM05_0004	0.212											
3 CM13_00011	0.209	0.008										
4 <i>Hypolobocera bouvieri bouvieri</i> _KU578958	0.215	0.105	0.102									
5 <i>Hypolobocera bouvieri monticola</i> _KU578959	0.269	0.169	0.166	0.082								
6 <i>Ehecatusa mixtepenis</i> _MT852943	0.203	0.116	0.112	0.111	0.172							
7 <i>Mokayathelphusa angelsotoi</i> _ON407122	0.206	0.141	0.140	0.120	0.180	0.076						
8 <i>Tehuana diabolis</i> _MT852949	0.204	0.143	0.140	0.120	0.184	0.083	0.052					
9 <i>Tehuana diabolis</i> _OK165444	0.196	0.130	0.126	0.118	0.183	0.074	0.048	0.011				
10 <i>Phrygiopilus acanthophallus</i> _MT852056	0.213	0.133	0.130	0.117	0.171	0.091	0.106	0.101	0.102			
11 <i>Phrygiopilus montebelloensis</i> _MT852055	0.213	0.119	0.116	0.115	0.171	0.087	0.096	0.087	0.092	0.037		
12 <i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _MT852053	0.219	0.125	0.122	0.112	0.172	0.095	0.115	0.106	0.106	0.074	0.071	
13 <i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _NC_082147	0.223	0.130	0.130	0.116	0.172	0.096	0.116	0.108	0.104	0.072	0.072	0.002
14 <i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _OP295767	0.223	0.130	0.130	0.116	0.172	0.096	0.116	0.108	0.104	0.072	0.072	0.002
15 <i>Potamocarcinus zilchi germani</i> _MT852054	0.213	0.136	0.133	0.128	0.189	0.104	0.112	0.101	0.106	0.085	0.074	0.100
16 <i>Raddaus bocourti</i> _MT852046	0.204	0.125	0.122	0.115	0.174	0.085	0.099	0.093	0.090	0.091	0.083	0.109
17 <i>Raddaus mertensi</i> _MT852047	0.204	0.130	0.127	0.122	0.182	0.088	0.102	0.093	0.092	0.095	0.082	0.112
18 <i>Raddaus orestrius</i> _KU578960	0.201	0.126	0.123	0.117	0.175	0.089	0.094	0.094	0.092	0.093	0.088	0.111
19 <i>Potamocarcinus magnus</i> _MT852040	0.181	0.138	0.135	0.119	0.185	0.095	0.106	0.101	0.102	0.112	0.109	0.112
20 <i>Potamocarcinus nicaraguensis</i> _MT852041	0.211	0.127	0.124	0.119	0.185	0.090	0.104	0.096	0.104	0.088	0.087	0.095
21 <i>Potamocarcinus richmondi</i> _MT852042	0.208	0.136	0.133	0.124	0.187	0.108	0.120	0.103	0.104	0.103	0.088	0.106
22 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371-Typh5_KU578936	0.214	0.138	0.135	0.137	0.182	0.111	0.124	0.127	0.126	0.107	0.101	0.119
23 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649-G08_KU578947	0.214	0.135	0.132	0.135	0.188	0.106	0.120	0.122	0.119	0.102	0.096	0.114
24 <i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649-G07_KU578946	0.213	0.135	0.131	0.133	0.188	0.106	0.122	0.119	0.122	0.099	0.094	0.111
25 <i>Neostrengeria lindigiana</i> _MT852033	0.218	0.130	0.127	0.109	0.161	0.120	0.131	0.132	0.127	0.122	0.117	0.128
26 <i>Neostrengeria macropa</i> _KU578956	0.216	0.146	0.143	0.137	0.180	0.133	0.137	0.134	0.126	0.126	0.117	0.143
27 <i>Neostrengeria macropa</i> _MT852034	0.211	0.138	0.135	0.132	0.177	0.128	0.130	0.130	0.124	0.122	0.112	0.138
28 <i>Neostrengeria</i> sp. R649-C10_KU578940	0.223	0.122	0.119	0.111	0.170	0.137	0.157	0.156	0.145	0.145	0.135	0.140
29 CM07_0006	0.215	0.108	0.111	0.109	0.176	0.128	0.120	0.128	0.123	0.125	0.124	0.135
30 CM10_0009	0.215	0.106	0.111	0.111	0.175	0.125	0.122	0.127	0.121	0.122	0.120	0.132
31 <i>Hypolobocera gorgonensis</i> _KU578957	0.225	0.129	0.126	0.113	0.175	0.133	0.134	0.130	0.121	0.135	0.128	0.141
32 <i>Hypolobocera gracilignatha</i> _KU578939	0.209	0.119	0.116	0.114	0.178	0.111	0.117	0.115	0.109	0.119	0.111	0.119
33 <i>Eudaniela</i> sp. R723-5_KU578951	0.219	0.131	0.127	0.112	0.168	0.118	0.124	0.114	0.114	0.114	0.114	0.131

Apêndice 11.1 Continuação

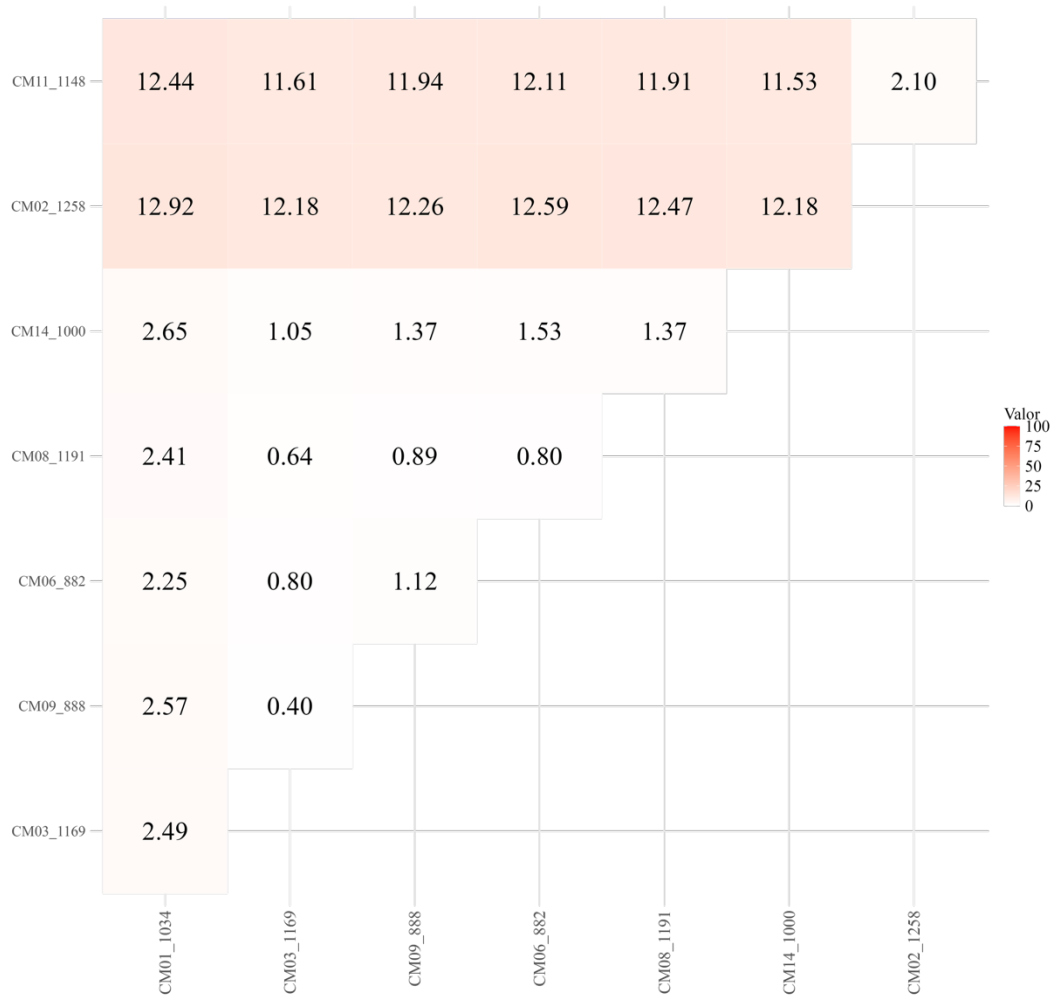
	Espécies	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23
14	<i>Tzotzilthelphusa villarosalensis</i> _OP295767	0.000										
15	<i>Potamocarcinus zilchi germani</i> _MT852054	0.098	0.098									
16	<i>Raddaus bocourti</i> _MT852046	0.111	0.111	0.114								
17	<i>Raddaus mertensi</i> _MT852047	0.114	0.114	0.108	0.014							
18	<i>Raddaus orestrius</i> _KU578960	0.109	0.109	0.111	0.020	0.018						
19	<i>Potamocarcinus magnus</i> _MT852040	0.114	0.114	0.108	0.087	0.087	0.089					
20	<i>Potamocarcinus nicaraguensis</i> _MT852041	0.096	0.096	0.103	0.100	0.098	0.096	0.071				
21	<i>Potamocarcinus richmondi</i> _MT852042	0.106	0.106	0.111	0.109	0.108	0.114	0.083	0.043			
22	<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R371-Typh5_KU578936	0.116	0.116	0.112	0.115	0.115	0.118	0.125	0.119	0.128		
23	<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649-G08_KU578947	0.111	0.111	0.106	0.111	0.111	0.111	0.120	0.114	0.124	0.008	
24	<i>Typhlopseudothelphusa</i> sp. R649-G07_KU578946	0.107	0.107	0.102	0.114	0.112	0.113	0.117	0.111	0.124	0.011	0.003
25	<i>Neostrengeria lindigiana</i> _MT852033	0.130	0.130	0.125	0.104	0.108	0.109	0.108	0.119	0.127	0.138	0.132
26	<i>Neostrengeria macropa</i> _KU578956	0.146	0.146	0.130	0.131	0.126	0.130	0.144	0.138	0.143	0.140	0.137
27	<i>Neostrengeria macropa</i> _MT852034	0.138	0.138	0.125	0.128	0.124	0.125	0.141	0.133	0.138	0.135	0.128
28	<i>Neostrengeria</i> sp. R649-C10_KU578940	0.141	0.141	0.146	0.130	0.128	0.134	0.132	0.132	0.137	0.137	0.137
29	CM07_0006	0.137	0.137	0.141	0.122	0.127	0.125	0.125	0.116	0.127	0.145	0.143
30	CM10_0009	0.137	0.137	0.140	0.119	0.124	0.122	0.124	0.114	0.125	0.148	0.146
31	<i>Hypolobocera gorgonensis</i> _KU578957	0.137	0.137	0.140	0.128	0.130	0.132	0.137	0.133	0.128	0.140	0.135
32	<i>Hypolobocera gracilignatha</i> _KU578939	0.117	0.117	0.117	0.122	0.119	0.114	0.119	0.106	0.107	0.143	0.138
33	<i>Eudaniela</i> sp. R723-5_KU578951	0.129	0.129	0.149	0.121	0.128	0.119	0.119	0.121	0.123	0.142	0.134

Apêndice 11.1 Continuação

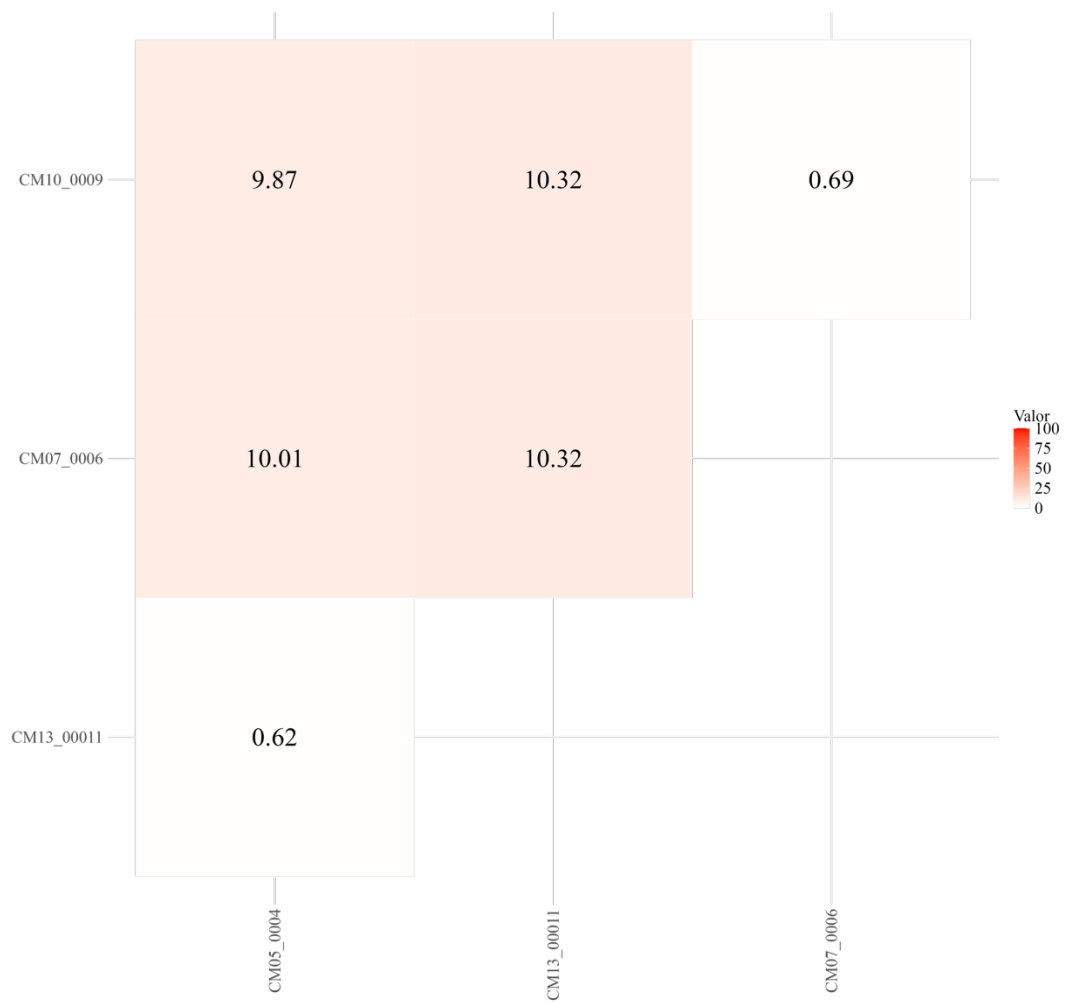
	Espécies	24	25	26	27	28	29	30	31	32
25	<i>Neostrengeria lindigiana</i> _MT852033	0.133								
26	<i>Neostrengeria macropa</i> _KU578956	0.132	0.086							
27	<i>Neostrengeria macropa</i> _MT852034	0.129	0.082	0.004						
28	<i>Neostrengeria</i> sp. R649-C10_KU578940	0.130	0.112	0.122	0.114					
29	CM07_0006	0.143	0.122	0.139	0.133	0.128				
30	CM10_0009	0.146	0.124	0.140	0.135	0.131	0.010			
31	<i>Hypolobocera gorgonensis</i> _KU578957	0.135	0.137	0.149	0.143	0.148	0.097	0.096		
32	<i>Hypolobocera gracilignatha</i> _KU578939	0.141	0.127	0.143	0.138	0.135	0.102	0.100	0.113	
33	<i>Eudaniela</i> sp. R723-5_KU578951	0.135	0.118	0.144	0.144	0.141	0.132	0.131	0.131	0.122



Apêndice 12.1 Matriz de distâncias genéticas (%) concatenadas entre as espécies de *Macrobrachium* spp. coletadas na bacia do rio Napo.



Apêndice 13.1 Matriz de distâncias genéticas (%) concatenadas entre as espécies de Trichodactylidae spp. coletadas na bacia do rio Napo.



Apêndice 14.1 Matriz de distâncias genéticas (%) concatenadas entre as espécies de Pseudothelphusidae, coletadas na bacia do rio Napo.

**4 CAPÍTULO 2 – Distribuição, Estrutura Populacional e Ecologia de Crustáceos
Decápodes na Bacia Superior do Rio Napo, Equador**

4.1 Resumo

Este estudo investigou a distribuição, estrutura populacional e ecologia de crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo, Equador. Foram amostrados 38 locais ao longo de um gradiente altitudinal de 320 a 1.200 metros, durante as estações seca e chuvosa. Um total de 701 espécimes foi coletado, representando três famílias: Palaemonidae (89,7%), Trichodactylidae (9,7%) e Pseudothelphusidae (0,6%). A família Palaemonidae, representada por duas espécies de *Macrobrachium*, apresentou proporção sexual enviesada para fêmeas, enquanto Trichodactylidae mostrou tendência oposta. As análises estatísticas indicaram que a altitude foi o fator mais significativo na distribuição das espécies, explicando 32,08% da variação total. O Índice de Pressão Antrópica (IPA) também influenciou significativamente a distribuição e abundância das espécies. Modelos lineares generalizados identificaram relações complexas entre a abundância das espécies e múltiplas variáveis ambientais. A sazonalidade demonstrou influência limitada na estruturação das comunidades. O estudo ressalta que a heterogeneidade do habitat é fundamental para a manutenção da diversidade de crustáceos na região, enquanto os impactos antropogênicos, ao promoverem a simplificação e degradação dos ambientes, reduzem a riqueza e abundância desses organismos. A ausência de crustáceos decápodes em áreas com alto IPA reforça seu potencial como bioindicadores de qualidade ambiental. Estes resultados fornecem subsídios para o desenvolvimento de estratégias de conservação e manejo sustentável dos ecossistemas aquáticos na Amazônia equatoriana, além de apontar oportunidades para pesquisas futuras sobre a ecologia e distribuição desses importantes organismos.

Palavras-chave: Biodiversidade aquática; Palaemonidae; Trichodactylidae; Pseudothelphusidae; gradiente ambiental.

4.2 Abstract

This study investigated the distribution, population structure, and ecology of decapod crustaceans in the upper Napo River basin, Ecuador. Thirty-eight sites were sampled along an altitudinal gradient from 320 to 1,200 meters during both the dry and rainy seasons. A total of 701 specimens were collected, representing three families: Palaemonidae (89.7%), Trichodactylidae (9.7%), and Pseudothelphusidae (0.6%). The Palaemonidae family, represented by two *Macrobrachium* species, showed a female-biased sex ratio, while Trichodactylidae exhibited the opposite trend. Statistical analyses indicated that altitude was the most significant factor influencing species distribution, explaining 32.08% of the total variation. The Anthropogenic Pressure Index (API) also significantly affected species distribution and abundance. Generalized linear models identified complex relationships between species abundance and multiple environmental variables. Seasonality showed limited influence on community structure. The study highlights that habitat heterogeneity is essential for maintaining crustacean diversity in the region, whereas anthropogenic impacts, by promoting habitat simplification and degradation, reduce the richness and abundance of these organisms. The absence of decapod crustaceans in areas with high API further reinforces their potential as bioindicators of environmental quality. These results provide a basis for developing conservation strategies and sustainable management of aquatic ecosystems in the Ecuadorian Amazon, as well as identifying opportunities for future research on the ecology and distribution of these important organisms.

Keywords: Aquatic biodiversity; Palaemonidae; Trichodactylidae; Pseudothelphusidae; Environmental gradient.

4.3 Introdução

Os crustáceos decápodes dulcícolas são elementos fundamentais dos ecossistemas aquáticos neotropicais, onde desempenham funções ecológicas cruciais como processadores de matéria orgânica e componentes-chave nas teias tróficas (COSTA et al., 2016; YANG et al., 2020). Estas espécies exibem uma notável plasticidade em suas características populacionais, incluindo variações na abundância, proporção sexual e distribuição de tamanhos em resposta a fatores ambientais como temperatura, velocidade da água e oxigênio dissolvido (MEJIA-ORTIZ; ALVAREZ, 2010; PANTALEÃO et al., 2018). Em ambientes dulcícolas neotropicais, os caranguejos das famílias Pseudothelphusidae e Trichodactylidae, assim como os camarões da família Palaemonidae, desenvolveram adaptações específicas que lhes permitem ocupar diversos micro-habitats ao longo de gradientes altitudinais, contribuindo significativamente para a decomposição de detritos e o ciclo de nutrientes (COLLINS et al., 2012; YANG et al., 2020).

A estrutura populacional destes crustáceos pode variar significativamente ao longo de gradientes altitudinais e sazonais, refletindo adaptações específicas às condições ambientais locais. Por exemplo, estudos com *Macrobrachium* spp. demonstraram que sua distribuição flutua entre estações, com maior amplitude durante a época seca e concentração em áreas mais baixas durante a época chuvosa (MEJIA-ORTIZ; ALVAREZ, 2010). Esta variação na distribuição está frequentemente associada com mudanças nas condições ambientais, como o oxigênio dissolvido e a velocidade da água, que podem afetar diretamente os padrões de abundância, recrutamento e estrutura populacional destes organismos (COSTA et al., 2019; NOGUEIRA et al., 2021). A preferência por determinados micro-habitats está estreitamente relacionada com a disponibilidade de recursos alimentícios, refúgios contra predadores e condições físico-químicas adequadas (RIVERA-PÉREZ et al., 2024).

A região amazônica equatoriana, apesar de sua reconhecida importância ecológica, tem sido historicamente impactada por atividades como mineração, extração de petróleo, piscicultura e agricultura (CAPPARELLI et al., 2021; GALARZA et al., 2021; CABRERA et al., 2023). Esta região apresenta uma marcada variação sazonal em termos de precipitação, com uma estação seca de setembro a março e uma estação chuvosa de abril a agosto, que influencia a ecologia dos macroinvertebrados aquáticos

(LESSMANN et al., 2016). O risco de extinção para espécies dulcícolas é consistentemente maior que para suas contrapartes terrestres (COLLEN et al., 2014), ressaltando a urgência de estudos sobre a estrutura populacional e ecologia destes grupos, especialmente em áreas sob intensa pressão antrópica.

As interações ecológicas e o papel funcional dos crustáceos decápodes em ecossistemas aquáticos são complexos e multifacetados. COLLINS et al. (2012) destacam que as atividades alimentares desses organismos variam conforme ritmos circadianos e sazonais, influenciando diretamente a estrutura das cadeias tróficas por meio da fragmentação de matéria orgânica e redistribuição de nutrientes. Essa dinâmica é regulada por fatores exógenos (pulso de inundação, temperatura) e endógenos (ciclos de muda e reprodução). Estudos como o de YANG et al. (2020) revelaram que os pseudotelfusídeos exibem padrões de atividade noturna, estratégia que, além de reduzir a pressão de predação, potencializa sua função como processadores de detritos. Durante a noite, a maior umidade e a estabilidade térmica em ecossistemas aquáticos tropicais favorecem a fragmentação eficiente de folhas e galhos, acelerando a decomposição microbiana diurna subsequente (COLLINS et al., 2007; TUMINI et al., 2016). Essa sincronia entre atividade animal e processos biogeoquímicos otimiza o ciclo de nutrientes (VANNI, 2002). Adicionalmente, essas espécies funcionam como bioindicadores sensíveis, uma vez que alterações nas condições físico-químicas da água (como variações de oxigênio dissolvido ou contaminantes) afetam diretamente seu comportamento e sobrevivência, refletindo rapidamente a saúde do ecossistema (RIVERA-PÉREZ et al., 2024)

Com base nos resultados do Capítulo 1, que identificou seis linhagens evolutivas distintas de crustáceos decápodes dulcícolas na Amazônia equatoriana (duas do gênero *Macrobrachium*, duas da família Trichodactylidae e duas da família Pseudothelphusidae), este estudo visa investigar como fatores ambientais influenciam a estrutura populacional (abundância, proporção sexual e distribuição de tamanho) destes grupos ao longo de um gradiente altitudinal. Nossa hipótese principal é que a estrutura populacional destes grupos varia significativamente em função da altitude (300-1.200m) e sazonalidade (períodos seco e chuvoso). Especificamente, esperamos encontrar: (1) maior abundância em altitudes menores, onde há maior disponibilidade de microhabitats e recursos; e (2) redução na abundância durante o período chuvoso, devido às alterações nas condições ambientais como oxigênio dissolvido e vazão dos rios.

4.4 Material e métodos

Área de estudo

Este estudo foi realizado em 38 locais de amostragem na bacia superior do rio Napo, no nordeste do Equador, cobrindo um gradiente de altitude de 320 a 1.200 metros acima do nível do mar em uma área de aproximadamente 331.000 hectares (Fig. 1.2). A pesquisa foi realizada sob a autorização do Ministério do Meio Ambiente, Água e Transição Ecológica do Equador (MAATE), que concedeu a permissão de coleta de espécimes através da resolução MAAE-ARSFC-2021-1890. A escolha de uma ampla cobertura espacial em detrimento de uma maior cobertura temporal baseia-se na premissa de que a amostragem espacial aumenta a probabilidade de detecção de espécies e fornece estimativas mais precisas de riqueza, especialmente em ambientes heterogêneos. Esta abordagem é particularmente relevante em paisagens agrícolas complexas, onde a distribuição de espécies pode variar significativamente entre diferentes tipos de uso do solo (STEIN; KREFT, 2015) (Fig. 1.2; Apêndice 1.2). Os sítios de amostragem correspondem a afluentes do rio Napo de 1ª a 3ª ordem, sendo que a maioria destes provém de parques e reservas naturais do Equador, com exceção de alguns já afetados por atividades antrópicas como pecuária, agricultura e mineração, previamente identificados nos trabalhos na região de CAPPARELLI et al. (2021), GALARZA et al. (2021) e CABRERA et al. (2023).

Para avaliar o nível de antropização destes afluentes, aplicou-se o Índice de Pressão Antropogênica (IPA) desenvolvido por ENCALADA et al. (2019), que mede as atividades humanas que podem alterar a estrutura, composição e funcionamento dos ecossistemas fluviais e suas bacias hidrográficas, classificando as pressões como pontuais (com efeitos em locais específicos) ou difusas (com efeitos dispersos ao longo das margens). O IPA também considera pressões como a introdução de espécies exóticas e obras de regulação dos rios, atribuindo valores de intensidade de 0 a 5 para cada tipo de pressão, resultando em um índice que varia de 0 (ecossistema prístino) a 70 (forte e diversa pressão antropogênica) (para obter mais detalhes sobre o cálculo desse índice ver Apêndice 2.2). As coletas foram realizadas uma vez em cada período: durante os meses de janeiro e março de 2022 para a estação úmida ou chuvosa (média \pm DP = 329,55 \pm 186,73 mm), e durante agosto e setembro para a estação seca (média \pm DP = 220,28 \pm 83,23 mm) (WEATHER SPARK, 2024) (Fig. 1.2; Tabela 1.2).

O riacho 19 recebia efluentes diretamente de uma estação de tratamento de águas residuais na cidade de Tena. O afluente 27 está situado em uma área de exploração de ouro aluvial e está sujeito aos impactos das atividades de mineração. O afluente 30 atravessa uma região com operações intensivas de aquicultura, especificamente, cultivo de tilápia. O afluente 37 exibe uma composição heterogênea, recebendo águas de uma zona agrícola e efluentes urbanos da cidade de Archidona, na província de Napo, Equador. Estes afluentes foram selecionados para monitoramento devido ao seu elevado Índice de Pressão Antrópica (IPA) e foram os únicos locais onde os crustáceos decápodes estavam ausentes (Fig. 1.2; Tabela 1.2).

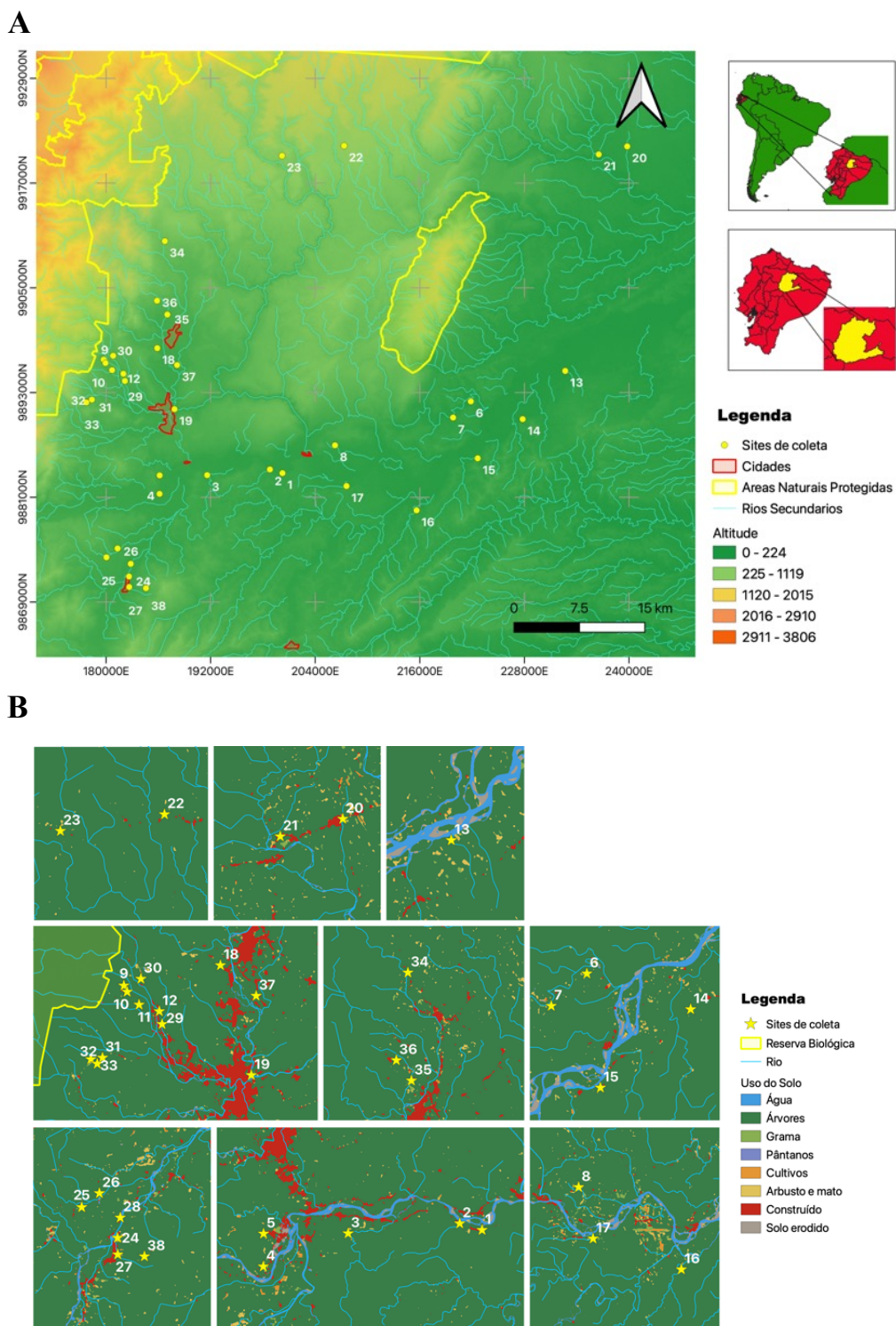


Figura 1.2 Área de estudo. **A)** 38 locais de amostragem localizadas na bacia superior do rio Napo, entre 300 e 1.200 m acima do nível do mar. **B)** Cobertura do uso da terra obtida do Dynamic World (10 m) (BROWN et al., 2022). Datum: PSAD56 / UTM zone 18S.

Tabela 1.2 Altitude, coordenadas e Índice de Pressão Antropogênica (IPA) dos 38 locais de amostragem. A classificação do índice IPA é: Baixa (0-17.5), Média (17.6-35), Alta (35.1-52.5) e Muito forte (52.6-70).

Site	Altitude (m)	Coordenadas		IPA	Classificação do índice IPA	Sigla (IPA)
		x	y			
1	405	200009	9883401	20	Média	P_M
2	605	198569	9883819	21	Média	P_M
3	434	191369	9883167	21	Média	P_M
4	466	185904	9881022	30.5	Média (Mineração)	P_M
5	472	185916	9883138	33	Média (Mineração)	P_M
6	350	221622	9891616	29.5	Média (Mineração)	P_M
7	359	219586	9889765	29.5	Média (Mineração)	P_M
8	436	206035	9886589	29.5	Média (Mineração)	P_M
9	680	179496	9896408	4	Baixa	P_B
10	678	179705	9896015	4	Baixa	P_B
11	649	180466	9895197	4	Baixa	P_B
12	595	181755	9894779	17.5	Baixa	P_B
13	329	232449	9895107	20.5	Média	P_M
14	344	227564	9889586	11.5	Baixa	P_B
15	353	222407	9885097	7.5	Baixa	P_B
16	367	215395	9879135	4	Baixa	P_B
17	398	207356	9881919	13.5	Baixa	P_B
18	552	185645	9897715	8.5	Baixa	P_B
19	496	187623	9890727	55	Muito Forte (Urbano)	P_MF
20	386	239562	9920827	24.5	Média	P_M
21	348	236295	9919911	16	Baixa	P_B
22	1168	207081	9920898	5.5	Baixa	P_B
23	1071	199961	9919753	5.5	Baixa	P_B
24	494	182406	9871556	19.5	Média	P_M
25	558	179817	9873754	27.5	Média (Mineração)	P_M
26	516	181090	9874767	26.5	Média (Mineração)	P_M
27	508	182425	9870355	19.5	Média	P_M
28	491	182600	9873011	23	Média	P_M
29	600	181931	9893962	5	Baixa	P_B
30	668	180580	9896843	28	Média	P_M
31	705	178143	9891821	5.5	Baixa	P_B
32	728	177466	9891549	6.5	Baixa	P_B
33	723	177503	9891499	10.5	Média	P_M
34	867	186513	9909976	7.5	Baixa	P_B
35	579	186798	9901565	8	Baixa	P_B
36	734	185620	9903151	7.5	Baixa	P_B
37	517	187919	9895775	44.5	Alta (Urbano)	P_A
38	659	184350	9870222	5	Baixa	P_B

Fatores ambientais

Em todos os locais, os parâmetros físico-químicos da água foram medidos uma vez em cada época (seca e chuvosa), no mesmo dia da amostragem dos decápodes e previamente à sua coleta. As medições foram realizadas utilizando um multiparâmetro YSI Professional Plus previamente calibrado, registrando-se temperatura da água (°C), condutividade elétrica (a 25°C), pH, saturação de oxigênio (%), concentração de oxigênio dissolvido (mg/L) e total de sólidos dissolvidos (mg/L).

A vazão dos rios foi calculada utilizando o método de transectos múltiplos, conforme descrito por GORE e BANNING (2017). Para cada rio, foram selecionados pelo menos cinco transectos, onde a largura foi dividida em 5 a 10 pontos equidistantes. Em cada ponto, foram realizadas medições de profundidade com um metro e velocidade da corrente com um sensor eletromagnético (Hach FH950). A vazão foi então calculada para cada transecto utilizando a fórmula $Q = A \times V$, onde Q é a vazão (m^3/s), A é a área da seção transversal (m^2) e V é a velocidade média (m/s). A vazão média do rio foi obtida pela média das medições de todos os transectos.

Métodos de amostragem

Os espécimes de crustáceos decápodes foram coletados por uma equipe de duas pessoas previamente treinadas em saídas de campo piloto realizadas antes da seleção dos 38 sítios de amostragem. Em cada local, os coletores realizaram amostragem ativa em uma seção de 30 a 50 metros (dependendo do tamanho do rio), movendo-se de jusante para montante. Utilizaram peneiras circulares (60 cm de diâmetro e rede de 2 mm) para amostrar diversos habitats onde, segundo estudos prévios, os decápodes preferem se refugiar, como raízes submersas, plantas aquáticas, zonas de acumulação de detritos e sob pedras (MCNAMARA et al., 2015). Cada coletor dedicou 30 minutos à amostragem, totalizando 1 hora de esforço efetivo por sítio. Os crustáceos coletados foram acondicionados em sacos plásticos com água do próprio rio, devidamente etiquetados e armazenados em caixas térmicas com gelo para transporte ao laboratório. No laboratório, os espécimes foram congelados antes de serem preservados em álcool 96% para posterior identificação, sexagem e medição.

Procedimento laboratorial

Os camarões foram identificados até o nível de família e gênero utilizando chaves de identificação específicas para a região amazônica da Colômbia, Brasil e Peru (HOLTHIUS, 1951 e 1952; MAGALHÃES; TÜRKAY, 1996; MELO, 2003; GARCÍA-DÁVILA; MAGALHÃES, 2003; VALENCIA; CAMPOS, 2007; CAMPOS, 2014; CAMPOS, 2016; CAMPOS; CAMPOS, 2017; CAMPOS; CAMPOS, 2018). A determinação do sexo foi realizada pela observação da presença (machos) ou ausência (fêmeas) do apêndice masculino no segundo par de pleópodes, conforme descrito por BAUER (2004). Indivíduos menores que os machos identificados foram classificados como juvenis indeterminados. Após a sexagem, mediu-se o comprimento da carapaça de cada indivíduo utilizando um paquímetro digital (precisão de 0,01 mm). Este comprimento foi definido como a distância entre a margem pós-orbital anterior e a margem posterior da carapaça. Para os caranguejos, a identificação até o nível de família foi realizada utilizando chaves taxonômicas especializadas em crustáceos decápodes da região (CAMPOS, 1985; CAMPOS, 2016; CAMPOS; CAMPOS, 2018; CAMPOS; CAMPOS, 2020). A diferenciação sexual baseou-se na presença de gonópodes e no tamanho relativo do abdome em relação aos esternitos torácicos, sendo mais largo nas fêmeas e mais estreito nos machos. A largura total da carapaça de cada indivíduo foi medida com um paquímetro digital (precisão de 0,01 mm) entre as margens anterolaterais.

Adicionalmente, as identificações foram confirmadas por análise molecular (COI e 16S rRNA) realizada no Capítulo 1 desta tese, que incluiu 72 sequências de *Macrobrachium* spp. e 24 sequências de caranguejos de água doce das famílias Trichodactylidae e Pseudothelphusidae, todas provenientes da bacia alta do rio Napo. As análises filogenéticas revelaram dois linajes geneticamente distintos em cada um dos grupos estudados, evidenciando uma estruturação genética consistente entre *Macrobrachium* spp., Trichodactylidae e Pseudothelphusidae. A separação dos grupos utilizada neste estudo foi baseada na distribuição geográfica e altitudinal associada a cada linhagem identificada molecularmente na bacia alta do Napo.

Estrutura, dinâmica e sazonalidade das populações

Para a caracterização da estrutura populacional, os camarões e caranguejos foram distribuídos em classes de tamanho utilizando o método de STURGES (1926). Este método propõe que o número ideal de classes (k) pode ser estimado pela fórmula: $k = 1 + 3,322 \log N$, onde N é o número total de indivíduos na amostra. O intervalo de classe (C) é então calculado como $C = R / k$, onde R é a amplitude total dos dados (diferença entre o maior e o menor valor observado). Esta abordagem permite uma distribuição adequada dos dados em classes, facilitando a análise da dispersão e assimetria das distribuições de frequência (STURGES, 1926).

A normalidade dos dados foi avaliada utilizando o teste de Shapiro-Wilk ($\alpha = 0,05$), que é recomendado por seu poder estatístico superior em comparação com testes de normalidade alternativos, particularmente para amostras de tamanho menor (RAZALI; WAH, 2011). A proporção geral de sexos em todas as classes de tamanho foi avaliada usando o teste de qui-quadrado (χ^2) de aderência, que é apropriado para comparar frequências observadas com frequências esperadas em categorias discretas (MCHUGH, 2013). As comparações entre o tamanho e a abundância de camarões e caranguejos machos e fêmeas entre as duas estações foram realizadas utilizando o teste de Mann-Whitney ($\alpha = 0,05$), um teste não paramétrico que não requer a suposição de normalidade dos dados e é adequado para comparar duas amostras independentes (NACHAR, 2008). Para comparações múltiplas entre os tamanhos da carapaça entre e dentro das estações e sexos, foi utilizado o teste de Kruskal-Wallis, seguido pelo teste post-hoc de Dunn para identificar quais grupos diferiam significativamente (MCKIGHT; NAJAB, 2010).

Antes de realizar as análises multivariadas, avaliamos a colinearidade entre as variáveis ambientais calculando o Fator de Inflação da Variância (VIF) para cada variável, excluindo aquelas com $VIF > 10$ (HAIR et al., 2011). Para preparar as matrizes de abundância, tamanho e fatores ambientais, aplicamos uma transformação $\log(x + 1)$, comumente empregada em análises ecológicas para mitigar a assimetria e homogeneizar as variâncias, particularmente quando os dados incluem zeros ou valores muito pequenos (MCCUNE; GRACE, 2002). A Análise de Correspondência Canônica (CCA) foi escolhida por sua capacidade de identificar relações unimodais entre variáveis ambientais e respostas biológicas, diferentemente da Análise de Redundância (RDA) que assume relações lineares (PALIY;

SHANKAR, 2016). A CCA é uma forma canônica de análise de correspondência das variáveis resposta que é restringida pelo conjunto de variáveis explicativas (TER BRAAK, 1986). A significância das variáveis ambientais foi testada através de 999 permutações, permitindo identificar as variáveis mais influentes na estruturação da comunidade. Para examinar as diferenças entre os grupos, realizamos uma análise de similaridades (ANOSIM), testando a hipótese nula de que a similaridade de abundância e classes de tamanho dentro de cada estação era igual à similaridade entre as estações (CLARKE; WARWICK, 2001).

Os efeitos das condições ambientais dos afluentes nos padrões de abundância das populações foram analisados separadamente por família (Palaemonidae, Trichodactylidae e Pseudothelphusidae) e por linhagens identificadas no Capítulo 1, foram examinados usando uma abordagem de modelagem linear generalizada (GLM). Inicialmente, a colinearidade entre as variáveis ambientais foi avaliada calculando o Fator de Inflação da Variância (VIF). As oito variáveis preditoras finais foram altitude, Índice de Pressão Antropogênica (IPA), Concentração de Oxigênio, Saturação de Oxigênio, Vazão, Condutividade Específica, pH e Temperatura da Água. Modelos com diferentes estruturas foram ajustados de acordo com as variáveis de resposta. Modelos de Poisson foram utilizados para dados de contagem sem superdispersão, e modelos "quasi-Poisson" foram empregados para respostas com superdispersão inferior a 15 (ZUUR et al., 2009). Para selecionar os modelos ótimos, o Critério de Informação de Akaike corrigido (AICc) foi empregado para amostras pequenas, o qual é mais apropriado quando o tamanho da amostra é pequeno em relação ao número de parâmetros estimados (BURNHAM; ANDERSON, 2002). Para dados superdispersos, o Critério de Informação de Akaike de quasi-verossimilhança (QAICc) foi usado, o qual ajusta o AICc para superdispersão, fornecendo uma seleção de modelo mais robusta nestas condições (RICHARDS, 2008). O delta AIC (ΔAIC) é utilizado na seleção de modelos para comparar a qualidade relativa de diferentes modelos estatísticos, onde valores menores indicam modelos mais parcimoniosos e com melhor ajuste aos dados. Testes de dispersão, modelos múltiplos e inferência de modelos múltiplos foram realizados usando os pacotes "AER", "MASS", "glmulti" e "MuMIn", respectivamente, no software R (versão 4.4.1, R Core Team, 2024).

4.5 Resultados

Variação dos fatores ambientais

A análise estatística das variáveis físico-químicas medidas não revelou diferenças significativas entre as estações chuvosa e seca para a maioria dos parâmetros: temperatura ($W = 701$, $p = 0,9873$), oxigênio dissolvido ($W = 749$, $p = 0,1044$) e em mg/L ($W = 699$, $p = 0,3005$), condutividade específica ($W = 617$, $p = 0,3649$), pH ($W = 785,5$, $p = 0,3848$) e Índice de Pressão Antropogênica ($W = 722$, $p = 1$). No entanto, observou-se uma diminuição significativa na vazão dos rios amostrados entre as estações ($W = 1128$, $p < 0,0001$), indicando uma variação sazonal neste parâmetro hidrológico. Esses resultados sugerem uma relativa estabilidade nas condições físico-químicas dos corpos d'água estudados ao longo do ano, com exceção da vazão, que exibiu flutuações sazonais significativas.

A altitude mostrou uma clara estratificação entre os locais, com valores mais elevados nas áreas de baixa e média pressão antrópica (580-650 manm) (Fig. 2.2). A condutividade elétrica apresentou efeito significativo do IPA ($F = 2,76$, $p = 0,010$), com valores mais elevados nos locais de pressão muito forte, particularmente durante a estação úmida. O oxigênio dissolvido, tanto em porcentagem quanto em mg/L, mostrou um efeito marginalmente significativo do IPA ($F = 2,06$, $p = 0,048$), com tendência a valores mais baixos em áreas de alta pressão antrópica e pressão muito forte. O pH exibiu efeito significativo do IPA ($F = 2,49$, $p = 0,019$), com valores mais elevados em áreas de pressão muito forte durante a estação úmida. A temperatura apresentou efeito significativo do IPA ($F = 4,19$, $p < 0,001$), com valores mais elevados em áreas de pressão muito forte. A vazão foi o único parâmetro que mostrou efeito altamente significativo tanto da sazonalidade ($F = 39,88$, $p < 0,001$) quanto do IPA ($F = 2,67$, $p = 0,013$), com valores mais elevados durante a estação úmida e em áreas de baixa pressão antrópica (Fig. 2.2).

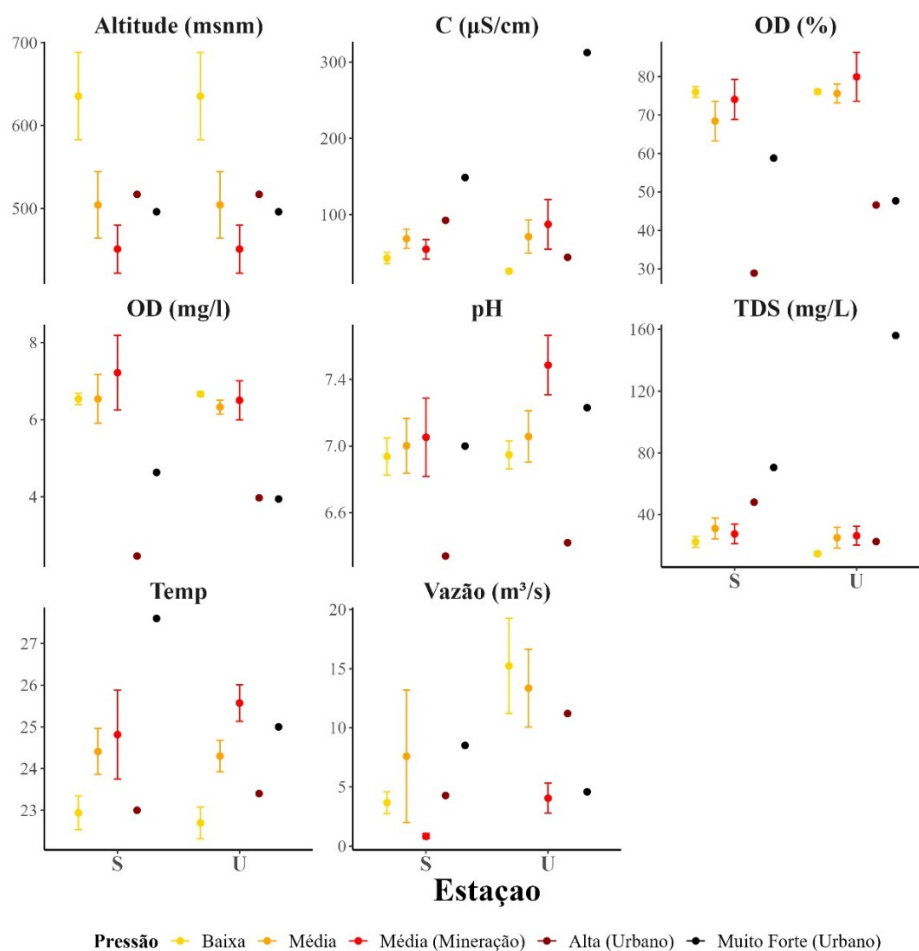


Figura 2.2 Variação sazonal de parâmetros físico-químicos em função da pressão antrópica em riachos da bacia do rio Napo. A classificação do índice IPA é: Baixa (0-17.5), Média (17.6-35), Alta (35.1-52.5) e Muito forte (52.6-70).

Composição e diversidade

Um total de 701 crustáceos decápodes foram coletados e distribuídos em três famílias. A família Palaemonidae exibiu a maior abundância, com 629 indivíduos (89,7% do total), compreendendo duas espécies: *Macrobrachium* sp1 com 495 indivíduos (154 machos, 351 fêmeas, incluindo 5 ovígeras e 30 indeterminados), e *Macrobrachium* sp2 com 134 indivíduos (40 machos, 76 fêmeas e 18 indeterminados). Na estação úmida foram coletados 278 indivíduos (214 de *Macrobrachium* sp1 e 64 de *Macrobrachium* sp2) e na estação seca 351 indivíduos (281 de *Macrobrachium* sp1 e 70 de *Macrobrachium* sp2) (Tabela 2.2A). A família Trichodactylidae foi representada por 68 espécimes (9,7%

do total), divididos em duas espécies: Trichodactylidae sp1 com 61 indivíduos (34 machos, 13 fêmeas e 14 indeterminados), e *Valdivia serrata* com sete indivíduos (cinco machos e duas fêmeas). Na estação úmida foram coletados 40 indivíduos (35 de Trichodactylidae sp1 e 5 de *V. serrata*) e na estação seca 28 indivíduos (26 de Trichodactylidae sp1 e 2 de *V. serrata*) (Tabela 2.2B). A família Pseudothelphusidae foi a menos abundante, com apenas quatro indivíduos (0,6% do total); todos os machos foram igualmente distribuídos entre Pseudothelphusidae sp1 e *Moritschus henrici*. Na estação úmida foram coletados 3 indivíduos (1 de Pseudothelphusidae sp1 e 2 de *M. henrici*) e na estação seca apenas 1 indivíduo (Pseudothelphusidae sp1) (Tabela 2.2C).

Proporção sexual

Para *Macrobrachium* sp1, observou-se uma proporção significativamente enviesada para fêmeas tanto na estação úmida (1:3, $p < 0,001$) quanto na seca (1:2,8, $p < 0,001$) e manteve-se consistente no total (1:2,8, $p < 0,001$) (Tabela 3.2). *Macrobrachium* sp2 apresentou um padrão similar, com proporções significativamente favoráveis às fêmeas em ambas as estações (úmida 1:2,3, $p = 0,004$; seca 1:2,8, $p = 0,0035$) e no total (1:2,5, $p = 0,002$). Em contraste, Trichodactylidae sp1 exibiu a tendência oposta, com uma proporção significativamente favorável aos machos na estação úmida (1:0,3, $p = 0,004$), embora esta diferença não tenha sido significativa na estação seca (1:0,5, $p = 0,144$) ou no total (1:0,4, $p = 0,062$). Para *Valdivia serrata* e espécies da família Pseudothelphusidae, o número limitado de espécimes impediu análises estatísticas das proporções sexuais (Tabela 3.2).

Tamanho

Os decápodes estudados apresentaram padrões distintos de distribuição de tamanhos e proporções sexuais entre as espécies (Fig. 3.2; Tabelas 2.2A, B e C). Na Família Palaemonidae, *Macrobrachium* sp1 e sp2 apresentaram nove classes de tamanho, com dimorfismo sexual evidente. Os machos de ambas as espécies exibiram tamanhos médios significativamente maiores (*Macrobrachium* sp1: $10,20 \pm 3,83$ mm; *Macrobrachium* sp2: $10,80 \pm 4,16$ mm) em comparação com as fêmeas não ovígeras (*Macrobrachium*

sp1: $6,22 \pm 2,76$ mm; *Macrobrachium* sp2: $6,86 \pm 2,97$ mm). As fêmeas ovígeras de *Macrobrachium* sp1, embora com amostra limitada, apresentaram o maior tamanho médio ($13,70 \pm 1,10$ mm). A distribuição por classes de tamanho revelou que em *Macrobrachium* sp1, as fêmeas predominaram nas classes menores e intermediárias ($p < 0,05$), enquanto os machos foram mais abundantes nas classes maiores (14,8 - 19,3 mm, $p < 0,05$) (Tabela 4.2). *Macrobrachium* sp2 mostrou uma distribuição mais uniforme, com diferenças significativas na proporção sexual apenas nas classes menores (3,6 - 5,8 mm, $p < 0,001$), favorecendo as fêmeas. Um total de 5 classes de tamanho foi encontrada para *Trichodactylidae* sp1, com maior abundância nas classes menores e proporção sexual significativamente favorável aos machos nas duas primeiras classes (2,95 - 11,45 mm, $p < 0,05$) (Tabela 4). Embora variações sazonais tenham sido observadas para *Macrobrachium* sp1 e sp2 (Fig. 3.2A e B), o teste U de Mann-Whitney não indicou diferenças significativas entre as estações para estas espécies ($p > 0,05$). Contudo, *Trichodactylidae* sp1 mostrou diferenças significativas no tamanho entre as estações ($W = 260$, $p = 0,0045$), sugerindo variação sazonal no crescimento.

Tabela 2.2 Distribuição de tamanho (comprimento em camarões e largura em caranguejos) de crustáceos decápodes por sexo e estação em riachos da bacia do rio Napo: **A)** Família Palaemonidae; **B)** Família Trichodactylidae; **C)** Família Pseudothelphusidae. U: Úmida; S: Seca; F: fêmea; M: macho; FO: fêmea ovígera; indet: indeterminado.

A)

Palaemonidae									
Estação	Sexo	Macrobrachium sp1				Macrobrachium sp2			
		N	Média (DP)	Min	Max	N	Média (DP)	Min	Max
U	F	142	6.40 (2.68)	2.35	14.5	37	6.28 (2.41)	3.3	13
U	FO	3	14.50 (0.57)	14.1	15.2	0	-	-	-
U	M	49	10.40 (3.64)	3.95	19.4	16	10.30 (4.08)	5	18.2
U	indet	20	3.74 (1.37)	2.4	8.24	11	2.53 (0.69)	1.3	3.5
S	F	204	6.10 (2.81)	2	18	39	7.41 (3.36)	2.95	18
S	FO	2	12.60 (0.35)	12.3	12.8	0	-	-	-
S	M	65	9.95 (3.97)	4.05	19.4	24	11.10 (4.24)	5.85	21.6
S	indet	10	4.32 (1.21)	3.2	6.7	7	4.26 (1.48)	2.85	6.85
Duas	F	346	6.22 (2.76)	2	18	76	6.86 (2.97)	2.95	18
Duas	FO	5	13.70 (1.10)	12.3	15.2	0	-	-	-
Duas	M	114	10.20 (3.83)	3.95	19.4	40	10.80 (4.16)	5	21.6
Duas	indet	30	3.93 (1.33)	2.4	8.24	18	3.20 (1.31)	1.3	6.85
Total x Espécie		495	6.85 (3.62)	2	19.4	134	7.09 (3.81)	1.3	21.6
Total x Família		N	Média (DP)		Min		Max		
		629	6.91 (3.67)		1.3		21.6		

B)

Trichodactylidae									
Estação	Sexo	Trichodactylidae sp1				Valdivia serrata			
		N	Média (DP)	Min	Max	N	Média (DP)	Min	Max
U	F	5	13.80 (5.13)	6.77	20.2	1	28.40 (-)	28.4	28.4
U	FO	0	-	-	-	0	-	-	-
U	M	19	8.42 (3.91)	4.2	16.4	4	24.50 (9.73)	13.6	35.9
U	indet	11	3.91 (0.87)	2.95	5.75	0	-	-	-
S	F	8	14.40 (5.02)	10.2	24.2	1	23.60 (-)	23.6	23.6
S	FO	0	-	-	-	0	-	-	-
S	M	15	11.00 (4.42)	5.45	19.6	1	27.00 (-)	27	27
S	indet	3	5.03 (2.55)	3	8.1	0	-	-	-
Duas	F	13	14.20 (4.93)	6.77	24.2	2	26.00 (3.39)	23.6	28.4
Duas	FO	0	-	-	-	0	-	-	-
Duas	M	34	9.54 (4.22)	4.2	19.6	5	25.00 (8.64)	13.6	35.9
Duas	indet	14	4.15 (1.33)	2.95	8.1	0	-	-	-
Total x Espécie		61	9.3	2.95	24.2	7	25.5	13.6	35.9
Total x Família		N	Média (DP)		Min		Max		
		68	11.03 (7.21)		2.95		35.9		

C)

Pseudothelphusidae									
Estação	Sexo	Pseudothelphusidae sp1				<i>Moritschus henrici</i>			
		N	Média (DP)	Min	Max	N	Média (DP)	Min	Max
U	F	0	-	-	-	0	-	-	-
U	FO	0	-	-	-	0	-	-	-
U	M	1	27.85 (-)	27.9	27.9	2	14.70 (6.43)	10.2	19.2
U	indet	0	-	-	-	0	-	-	-
S	F	0	-	-	-	0	-	-	-
S	FO	0	-	-	-	0	-	-	-
S	M	1	21.00 (-)	21	21	0	-	-	-
S	indet	0	-	-	-	0	-	-	-
Duas	F	0	-	-	-	0	-	-	-
Duas	FO	0	-	-	-	0	-	-	-
Duas	M	2	24.43 (4.84)	21	27.9	2	14.70 (6.43)	10.2	19.2
Duas	indet	0	-	-	-	0	-	-	-
Total x Espécie		2	24.43 (4.84)	21	27.9	2	14.70 (6.43)	10.2	19.2
Total x Família		N	Média (DP)		Min		Max		
		4	19.56 (7.40)		10.15		27.85		

Tabela 3.2 Abundância de machos, fêmeas, proporção sexual e análise qui-quadrado por espécie e estação em crustáceos decápodes em riachos da bacia do rio Napo.

Especie	Estação	Macho	Fêmea	Proporção sexual	Qui-Cuadrado
<i>Macrobrachium</i> sp1	Úmida	49	145	1:3	p = 5.486e-12
	Seca	79	217	1:2.8	p = 1.048e-15
Total <i>Macrobrachium</i> sp1	Úmida + Seca	128	362	1:2.8	p = 3.328e-12
<i>Macrobrachium</i> sp2	Úmida	16	37	1:2.3	p = 0.004
	Seca	10	28	1:2.8	p = 0.0035
Total <i>Macrobrachium</i> sp2	Úmida + Seca	26	65	1:2.5	p = 0.002
Trichodactylidae sp1	Úmida	19	5	1:0.3	p = 0.004
	Seca	15	8	1:0.5	p = 0.144
Total Trichodactylidae sp1	Úmida + Seca	34	13	1:0.4	p = 0.062
<i>Valdivia serrata</i>	Úmida	4	1	1:0.25	p = 0.179
	Seca	1	1	1:1	p = 1
Total <i>V. serrata</i>	Úmida + Seca	5	2	1:0.4	p = 1
Pseudothelphusidae sp1	Úmida	1	0	1:0	p = 0.317
	Seca	1	0	1:0	p = 0.317
Total Pseudothelphusidae sp1	Úmida + Seca	2	0	1:0	p = 1
<i>Moritschus henrici</i>	Úmida	2	0	1:0	p = 0.157
	Seca	0	0	0	p = 1
Total <i>M. henrici</i>	Úmida + Seca	2	0	1:0	NA

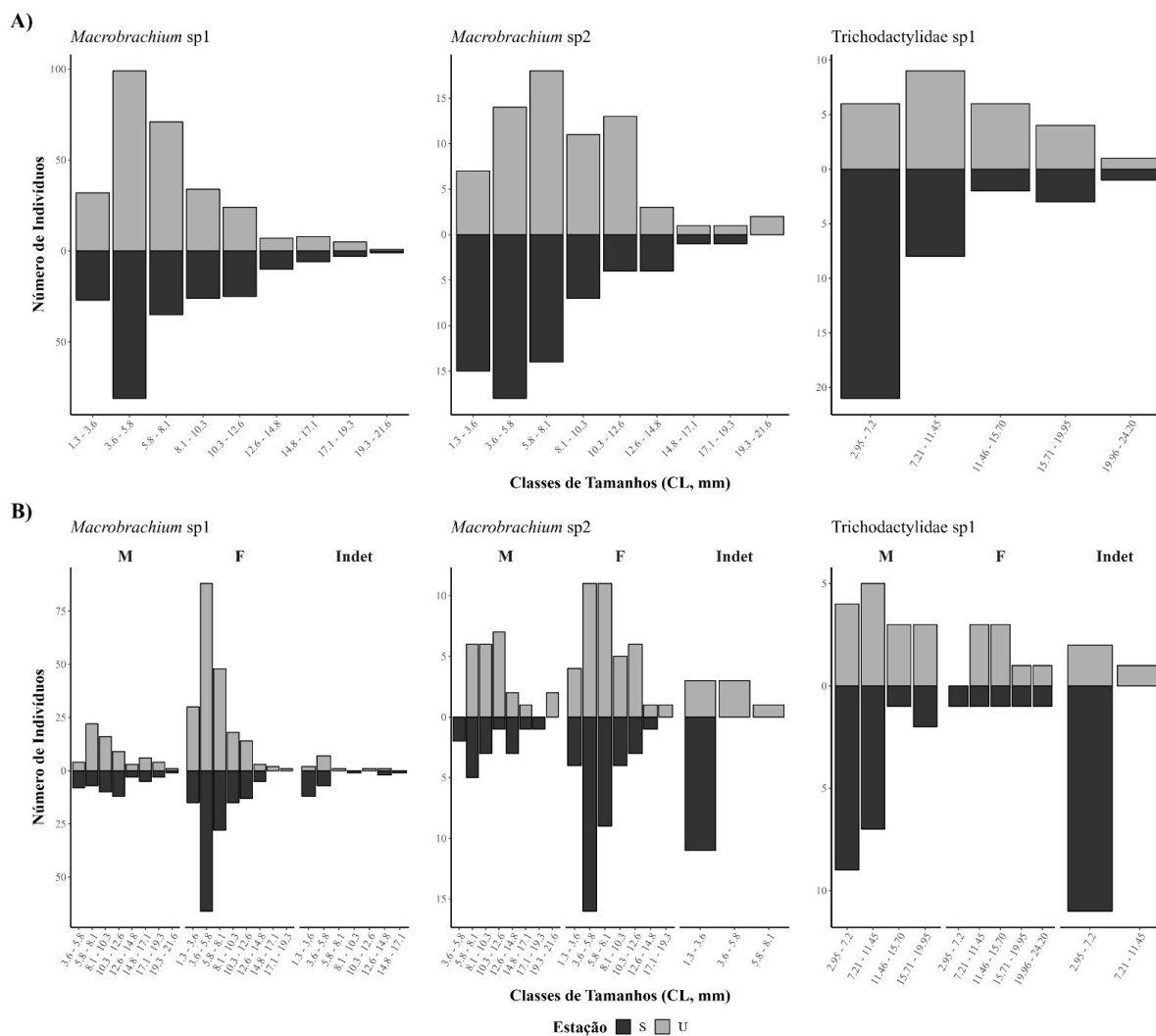


Figura 3.2 Distribuição de tamanhos de crustáceos decápodes por espécie, sexo e estação. **A)** Todos os indivíduos e **B)** por sexo e indeterminados.

Tabela 4.2 Distribuição de tamanhos e proporção sexual por classe de comprimento da carapaça em *Macrobrachium* sp1 e *Macrobrachium* sp2; e de largura da carapaça em Trichodactylidae sp1.

Espécie	Classe de comprimento da carapaça (mm)	Macho	Fêmea	Proporção sexual	Qui-quadrado	Teste U de Mann-Whitney por estação	
						Tamanho	Sexo
<i>Macrobrachium</i> sp1	1.3 - 3.6	0	45	0:1	p = 1.97e-11	W = 32340, p = 0.7636	W = 25952, p = 0.7537
	3.6 - 5.8	12	154	1:12.8	p = 2.2e-16		
	5.8 - 8.1	29	76	1:2.62	p = 4.502e-06		
	8.1 - 10.3	26	33	1:1.3	p = 0.3621		
	10.3 - 12.6	21	28	1:1.3	p = 0.3173		
	12.6 - 14.8	6	11	1:1.8	p = 0.2253		
	14.8 - 17.1	11	3	1:0.3	p = 0.0325		
	17.1 - 19.3	7	1	1:0.14	p = 0.0339		
19.3 - 21.6	2	0	1:0	p = 0.1573			
<i>Macrobrachium</i> sp2	1.3 - 3.6	0	8	0:1	p = 0.0047	W = 1143, p = 0.0981	W = 1801.5, p = 0.376
	3.6 - 5.8	2	27	1:13.5	p = 3.444e-06		
	5.8 - 8.1	11	20	1:1.8	p = 0.106		
	8.1 - 10.3	9	9	1:1	p = 1		
	10.3 - 12.6	8	9	1:1.13	p = 0.8084		
	12.6 - 14.8	5	2	1:0.4	p = 0.2568		
	14.8 - 17.1	2	0	1:0	p = 0.1573		
	17.1 - 19.3	1	1	1:1	p = 1		
19.3 - 21.6	2	0	1:0	p = 0.1573			
Trichodactylidae sp1	2.95 - 7.2	13	1	1:0.08	p = 0.0013	W = 260, p = 0.0045	W = 237.5, p = 0.2967
	7.21 - 11.45	12	4	1:0.33	p = 0.0455		
	11.46 - 15.70	4	4	1:1	p = 1		
	15.71 - 19.95	5	2	1:0.4	p = 0.2568		
	19.96 - 24.20	0	2	0:1	p = 0.1573		

A análise da distribuição de tamanhos nas três espécies de crustáceos decápodes revelou padrões distintos entre espécies, sexos e estações (Fig. 4.2). Em *Macrobrachium* sp1 (Fig. 4.2A), observou-se um pronunciado dimorfismo sexual, sendo os machos significativamente maiores que as fêmeas em ambas as estações ($p < 0,0001$). A análise de Kruskal-Wallis confirmou diferenças altamente significativas entre machos e fêmeas, bem como entre adultos e indivíduos indeterminados ($p < 0,001$). *Macrobrachium* sp2 (Fig. 4.2B) exibiu um padrão similar, com diferenças significativas entre sexos ($p < 0,05$ para S-F vs S-M; $p < 0,01$ para U-F vs U-M), embora menos pronunciadas que em *M.* sp1. Em ambas as espécies de *Macrobrachium*, não foram detectadas diferenças significativas entre estações para o mesmo sexo. *Trichodactylidae* sp1 (Fig. 4.2C) apresentou um padrão distinto, com fêmeas tendendo a ser maiores que os machos durante a estação seca (S), embora esta diferença não tenha sido estatisticamente significativa. Notavelmente, *Trichodactylidae* sp1 mostrou uma variação sazonal significativa no tamanho de machos ($p < 0,01$) e fêmeas ($p < 0,05$), com indivíduos maiores na estação seca.

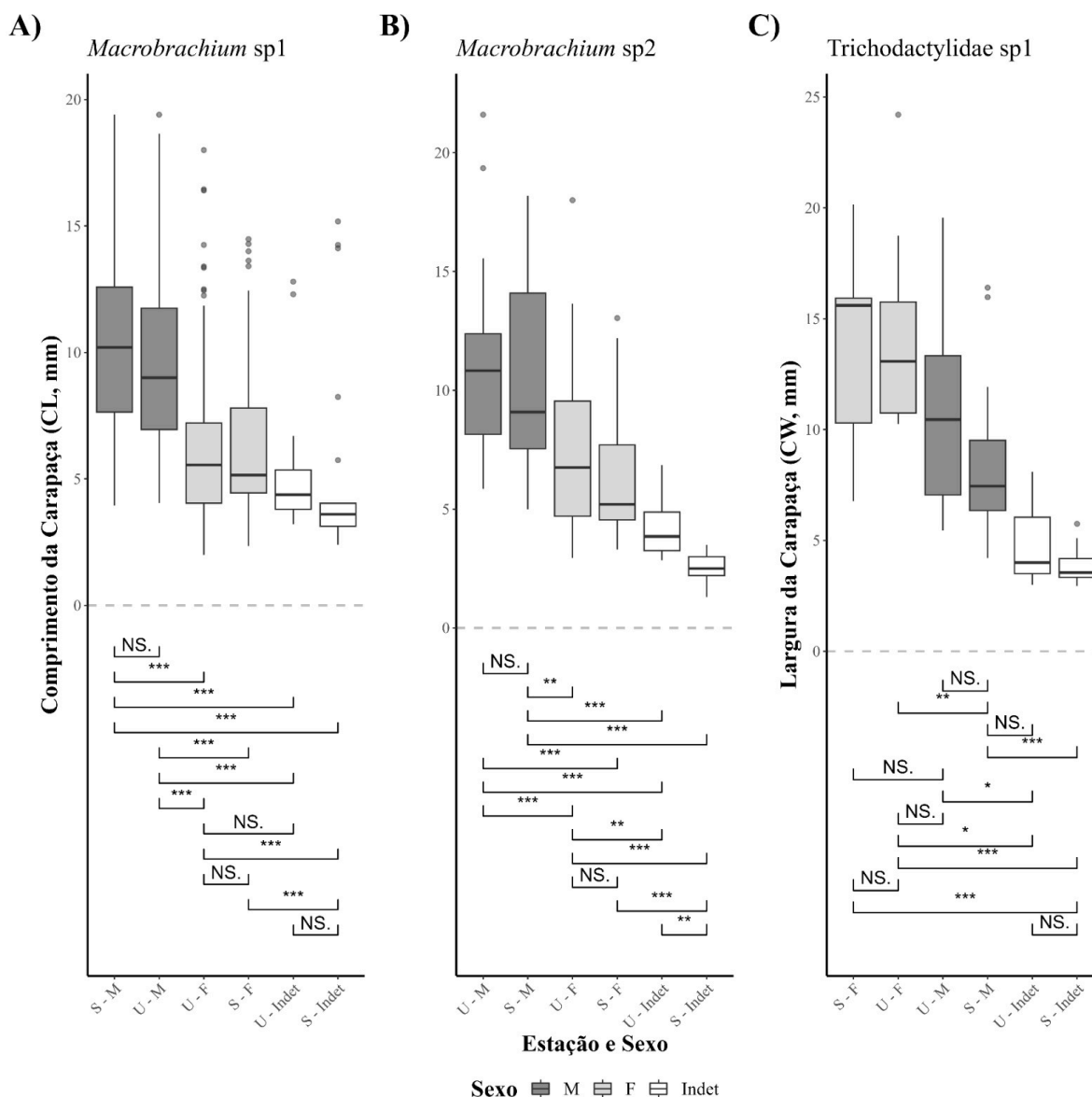


Figura 4.2 Distribuição de tamanhos da carapaça entre sexos e estações de três espécies de crustáceos decápodes nos riachos da bacia do rio Napo. **A)** *Macrobrachium* sp1, **B)** *Macrobrachium* sp2, **C)** *Trichodactylidae* sp1. Boxplots mostram a distribuição de tamanhos por sexo (M: machos, F: fêmeas, Indet: indeterminados) e estação (S: seca, U: úmida). Níveis de significância das comparações pareadas (teste de Kruskal-Wallis) são indicados abaixo de cada gráfico. Níveis de significância: NS = não significativo, * $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$, **** $p < 0,0001$.

Variação sazonal e sua relação com variáveis ambientais

A Figura 5.2 apresenta uma Análise de Correspondência Canônica (CCA) da abundância de crustáceos decápodes, com o modelo explicando 32,08% da variação total na composição das espécies ($p = 0,041$). Os dois primeiros eixos do CCA explicam 30,21% da variação total, sendo 23,26% pelo CCA1 e 6,94% pelo CCA2. O gráfico revela padrões distintos de distribuição das famílias Palaemonidae, Trichodactylidae e Pseudothelphusidae, e suas respectivas espécies. As espécies de Palaemonidae (*Macrobrachium* sp1 e sp2) foram associadas a valores centrais e positivos de CCA1, enquanto Trichodactylidae (Trichodactylidae sp1 e *Valdivia serrata*) e Pseudothelphusidae (*Moritschus henrici* e Pseudothelphusidae sp1) tenderam a se distribuir nos extremos do eixo CCA1. Em relação aos vetores ambientais, *Macrobrachium* sp2 mostrou uma associação positiva com temperatura e IPA, enquanto *Macrobrachium* sp1 e *M. henrici* apresentaram maior associação com as variáveis de oxigênio dissolvido. Trichodactylidae sp1 mostrou forte associação com altitude, enquanto *V. serrata* apresentou relação positiva com temperatura e IPA. Pseudothelphusidae sp1 mostrou uma associação intermediária com vazão e pH. As variáveis ambientais são representadas por vetores, com a altitude sendo a única variável que apresentou significância estatística ($p = 0,001$), explicando a maior proporção da variação ($\chi^2 = 0,51367$). As demais variáveis ambientais não mostraram efeitos significativos: temperatura ($p = 0,249$), oxigênio dissolvido (saturação $p = 0,835$; concentração $p = 0,701$), pH ($p = 0,664$), vazão ($p = 0,178$) e IPA ($p = 0,644$). A distribuição das amostras por estação (seca - S e úmida - U) não exibiu uma separação clara ($p = 0,292$), sugerindo que a sazonalidade pode ter uma influência menor na estruturação dessas comunidades em comparação com os fatores ambientais medidos (ANOSIM; $R = -0,014$; $p = 0,6804$; Fig. 5.2).

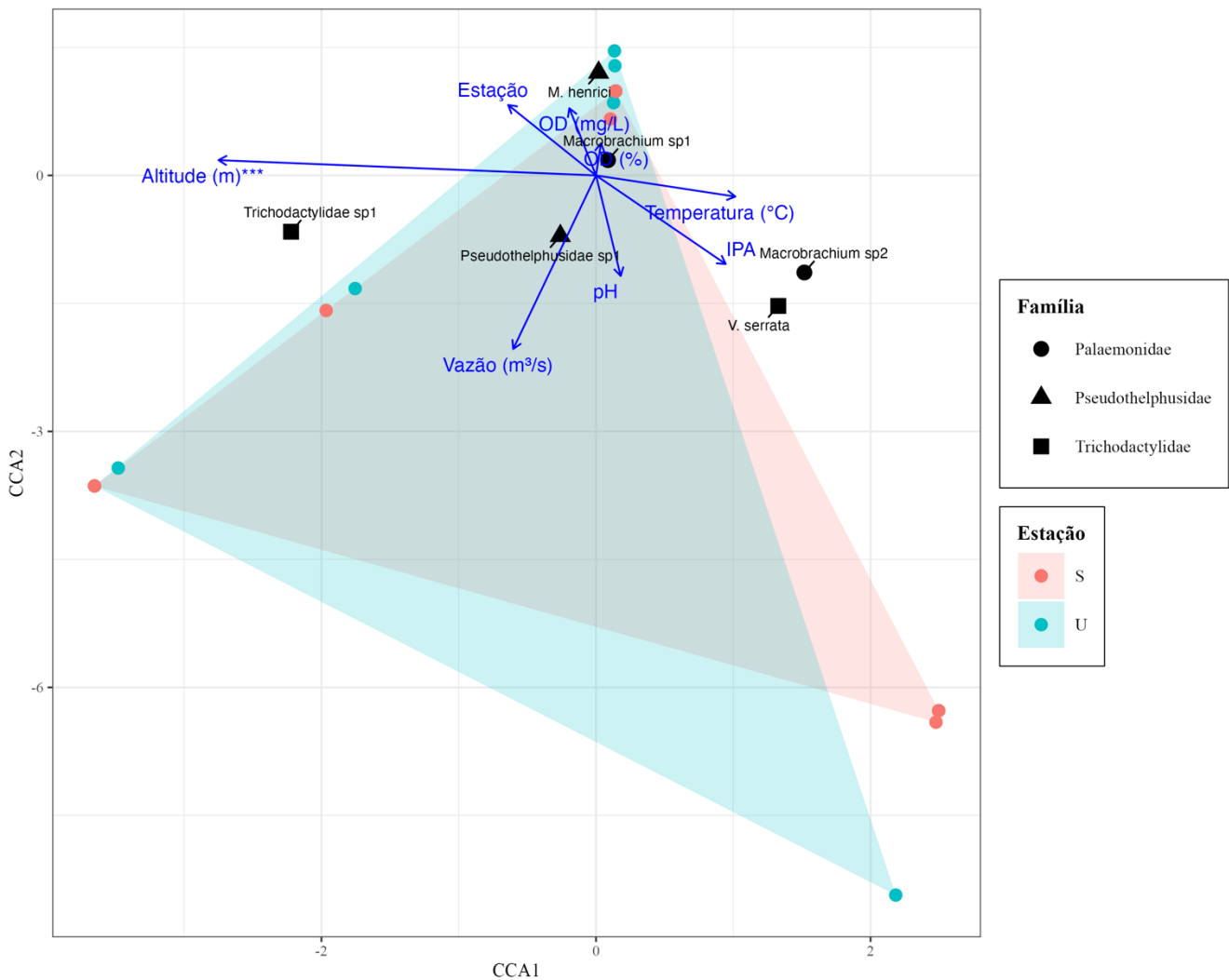


Figura 5.2 Análise de Correspondência Canônica (CCA) da distribuição de crustáceos decápodes em relação a variáveis ambientais e a estação nos riachos da bacia do rio Napo. Níveis de significância: * $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$. OD: oxigênio dissolvido; Vazão (m^3/s): vazão; pH: potencial de hidrogênio; Temp: temperatura da água ($^{\circ}C$); IPA: Índice de Pressão Antropogênica; S: estação seca; U: estação úmida.

A Tabela 5.2 apresenta os resultados dos modelos lineares generalizados (GLM) para nossas espécies de crustáceos decápodes encontradas, elucidando padrões complexos de relações entre as espécies e seu ambiente. Os modelos ótimos, determinados pelo Critério de Informação de Akaike corrigido (AICc), exibiram valores significativamente menores que os modelos nulos para a maioria das espécies, indicando a importância das variáveis ambientais na elucidação da distribuição e abundância

desses crustáceos. Variáveis como altitude (Alt), índice de pressão antropogênica (IPA), oxigênio dissolvido (ODc), vazão (Q), temperatura (Temp) e condutividade específica (SPC) emergiram frequentemente como preditores significativos. Notavelmente, para *Macrobrachium* sp1, os modelos ótimos se aproximaram da complexidade do modelo completo, sugerindo a relevância de múltiplas variáveis ambientais. Por outro lado, espécies menos abundantes, como *Valdivia serrata*, *Pseudohelphusidae* sp1 e *Moritschus henrici*, apresentaram modelos mais parcimoniosos, potencialmente devido a tamanhos amostrais menores. A distribuição de Poisson foi consistentemente empregada, indicando sua adequação para os dados de contagem. Os valores de $\Delta Q(AICc)$ demonstraram diferenças substanciais entre os modelos ótimos e nulos, reforçando a importância das variáveis ambientais na explicação da variabilidade dos dados e ressaltando a complexidade das interações entre as espécies de crustáceos decápodes e seu ambiente.

Tabela 5.2 Tabela de seleção de modelos do GLM. O termo "Completo" inclui todas as variáveis. Altitude (Alt), concentração de oxigênio dissolvido (ODc), varzão (Q), condutividade específica (SPC), temperatura (Temp), potencial de hidrogênio (pH), saturação de oxigênio dissolvido (ODsat), Índice de Pressão Antropogênica (IPA).

Variável dependente	Modelo	Variáveis no modelo	Df	logLik	Q(AICc)	Δ Q(AICc)	Distribuição
Palemonidae	Melhor	Alt(-0.0032)+IPA(-0.084)+ODc(-0.194)+Q(-0.0438)+SPC(-0.0025)+Temp(-0.32)	8	-350.301	100.8	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-350.27	103.5	2.72	Poisson
	Nulo	—	1	-660.845	154.7	53.92	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp1	Melhor	Alt(-0.0022)+IPA(-0.0861)+ODc(-0.139)+pH(0.2047)+Q(-0.0578)+SPC(-0.0064)+Temp(-0.2559)	9	-357.844	96.9	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-357.844	96.9	0	Poisson
	Nulo	—	1	-651.194	137.3	40.4	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp1 Machos	Melhor	Alt(-0.0022)+IPA(-0.1027)+ODsat(-0.1308)+Q(-0.0425)+Temp(-0.1499)	6	-128.265	98.2	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-127.535	105.6	7.45	Poisson
	Nulo	—	1	-200.483	132.9	34.74	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp1 Femeas	Melhor	Alt(-0.0024)+IPA(-0.0868)+ODc(-0.1716)+ODsat(-0.0258)+Q(-0.0653)+SPC(-0.0059)+Temp(-0.2645)	8	-281.701	95.6	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-281.342	98.2	2.63	Poisson
	Nulo	—	1	-495.756	135.4	39.82	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp1 Indeterminados	Melhor	Alt(-0.0019)+IPA(-0.0884)+ODc(-0.8588)+pH(1.161)+Q(-0.0288)+Temp(-0.6140)	7	-77.65	70.5	0	Poisson
	Nulo	—	1	-104.076	74.1	3.56	Poisson
	Completo	Todas	9	-76.971	75.5	4.91	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp2	Melhor	Alt(-0.873)+ODc(-178.5)+ODsat(12.09)+Q(-0.7447)+Temp(-17.84)	6	-7.355	28	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-7.355	35.7	7.67	Poisson
	Nulo	—	1	-299.591	601.2	573.19	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp2 Machos	Melhor	Alt(-0.2306)+ODsat(0.5049)+Q(-35.96)	4	-3.462	15.5	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-3.462	27.9	12.38	Poisson
	Nulo	—	1	-77.435	156.9	141.39	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp2 Femeas	Melhor	Alt(-0.875)+ODc(-177.8)+ODsat(12.02)+Q(-0.7415)+Temp(-17.68)	6	-6.531	26.4	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-6.531	34.1	7.67	Poisson
	Nulo	—	1	-187.816	377.7	351.29	Poisson
<i>Macrobrachium</i> sp2 Indeterminados	Melhor	Alt(-0.2177)+IPA(-1.72)+ODc(-17.470)+SPC(0.3172)+Temp(-28.18)	6	-2.74	18.8	0	Poisson

Variável dependente	Modelo	Variáveis no modelo	Df	logLik	Q(AICc)	Δ Q(AICc)	Distribuição
Trichodactylidae	Completo	Todas	9	-2.74	26.5	7.67	Poisson
	Nulo	—	1	-59.642	121.3	102.52	Poisson
	Melhor	Alt(0.0076)+IPA(-0.1718)+ODc(0.3929)+Q(0.04)+SPC(0.0259)+Temp(0.6252)	7	-64.032	44.6	0	Poisson
Trichodactylidae sp1	Completo	Todas	9	-63.596	49.8	5.19	Poisson
	Nulo	—	1	-165.961	72.1	27.53	Poisson
	Melhor	Alt(0.01004)+IPA(-0.2406)+ODc(0.8003)+Q(0.043)+SPC(0.0338)+Temp(0.9971)	7	-46.55	30.1	0	Poisson
Trichodactylidae sp1 Machos	Completo	Todas	9	-46.477	35.4	5.35	Poisson
	Nulo	—	1	-162.215	45.1	14.96	Poisson
	Melhor	Alt(0.0096)+IPA(-0.1643)+ODc(0.6231)+Q(0.0484)+SPC(0.0282)+Temp(0.8912)	7	37.499	33.9	0	Poisson
Trichodactylidae sp1 Femeas	Completo	Todas	9	-37.407	39.2	5.33	Poisson
	Nulo	—	1	-99.321	45.3	11.4	Poisson
	Melhor	Alt(0.0336)+ODsat(0.2277)+Temp(2.545)	4	-6.308	21.2	0	Poisson
Trichodactylidae sp1 Indeterminados	Completo	Todas	9	-5.732	32.5	11.23	Poisson
	Nulo	—	1	-44.326	90.7	69.47	Poisson
	Melhor	Alt(2.125)+IPA(-178.4)+ODc(430.3)+pH(-482.9)+Q(13.89)+SPC(19.07)+Temp(386.8)	8	-5.768	29.9	0	Poisson
<i>Valdivia serrata</i>	Completo	Todas	9	-5.768	32.5	2.64	Poisson
	Nulo	—	1	-48.134	98.3	68.42	Poisson
	Melhor	Alt(-1.638)+IPA(6.019)+Osat(-4.082)+pH(257.7)+Temp(-78.75)	6	-2.803	18.9	0	Poisson
Pseudothelphusidae	Completo	Todas	9	-2.803	26.6	7.67	Poisson
	Nulo	—	1	-26.179	54.4	35.47	Poisson
	Melhor	Alt(-0.1473)+IPA(-27.67)+ODsat(-11.31)+pH(174.5)+Temp(-50.09)	6	-4	21.3	0	Poisson
Pseudothelphusidae sp1	Completo	Todas	9	-4	29	7.67	Poisson
	Nulo	—	1	-15.778	33.6	12.28	Poisson
	Melhor	ODsat(-1.457)+pH(47.84)+Temp(-12.30)	4	-2.986	14.6	0	Poisson
<i>Moritschus henrici</i>	Completo	Todas	9	-9.275	20.6	6.02	Poisson
	Nulo	—	1	-2	25	10.41	Poisson
	Melhor	IPA(-68.480)+Osat(-14.580)+Temp(-58.32)	4	-2	12.6	0	Poisson
	Completo	Todas	9	-9.275	20.6	7.99	Poisson
	Completo	Todas	9	-2	25	12.38	Poisson

4.6 Discussão

O presente estudo revelou padrões complexos na estrutura e distribuição das populações de crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo. A família Palaemonidae foi dominante (89,7% do total), representada por duas espécies de *Macrobrachium* com proporções sexuais significativamente enviesadas para fêmeas (1:2,8 e 1:2,5, respectivamente). A família Trichodactylidae (9,7%) apresentou um padrão oposto, com proporção favorável aos machos (1:0,4), enquanto Pseudothelphusidae foi a menos abundante (0,6%). A análise de correspondência canônica explicou 32,08% da variação total na composição das espécies, com a altitude emergindo como a única variável ambiental estatisticamente significativa ($p = 0,001$). Os modelos lineares generalizados (GLM) identificaram relações significativas entre a abundância das espécies e múltiplas variáveis ambientais, incluindo altitude, índice de pressão antropogênica (IPA) e parâmetros físico-químicos da água, embora a sazonalidade tenha demonstrado influência limitada na estruturação dessas comunidades.

Variação Altitudinal e Pressão Antrópica na Estruturação de Comunidades de Decápodes

A interação entre gradientes altitudinais e pressão antrópica configura-se como um eixo central na estruturação das comunidades de crustáceos decápodes em riachos da bacia do Rio Napo. Dados do presente estudo revelaram que a altitude é o principal fator ambiental explicativo para a distribuição das espécies ($p = 0,001$), explicando 32,08% da variação total na composição das comunidades. *Trichodactylidae* sp1 mostrou forte associação com áreas de maior elevação (580-650 m) e baixa pressão antrópica, enquanto *Macrobrachium* sp2 (Palaemonidae) predominou em zonas de temperatura elevada e maior impacto humano, evidenciando a notável plasticidade ecológica característica deste gênero (MADUREIRA et al., 2025).

A pressão antrópica, quantificada pelo Índice de Pressão Antrópica (IPA), altera significativamente parâmetros físico-químicos como condutividade ($F = 2,76$, $p = 0,010$), oxigênio dissolvido ($F = 2,06$, $p = 0,048$) e pH ($F = 2,49$, $p = 0,019$), especialmente em locais com $IPA > 52,6$. Nessas áreas, observa-se redução drástica de Trichodactylidae e virtual ausência de Pseudothelphusidae,

grupo caracterizado por baixa fecundidade e dispersão limitada, restrito a habitats íntegros de altitude (PINHEIRO; SANTANA, 2016). A análise de correspondência canônica (CCA) corroborou a segregação altitudinal: Palaemonidae ocupa zonas intermediárias, enquanto Trichodactylidae e Pseudothelphusidae concentram-se em extremos do gradiente, principalmente em áreas preservadas.

Mecanismos Adaptativos e Respostas Ecofisiológicas

A sensibilidade diferencial entre famílias está intrinsecamente ligada a adaptações fisiológicas e ecológicas. Pseudothelphusidae, como *Moritschus henrici*, exibem tolerância a hipóxia (<4 mg O₂/L) via adaptações respiratórias cutâneas, enquanto determinadas espécies da família Trichodactylidae, como *Valdivia serrata*, dependem de microhabitats com vegetação submersa para termorregulação (TUMINI et al., 2016). Em contraste, *Macrobrachium* spp. demonstram notável plasticidade morfo-comportamental, incluindo modificações nas quelas e seleção ativa de microhabitats heterogêneos, permitindo colonização mesmo em áreas impactadas por atividades agropecuárias (SAITO et al., 2012; ALVES et al., 2024).

Os modelos lineares generalizados (GLM) revelaram relações complexas entre a abundância das espécies e múltiplas variáveis ambientais. *Macrobrachium* sp1 foi influenciado por um conjunto mais amplo de variáveis, enquanto espécies menos abundantes como *V. serrata* e *M. henrici* apresentaram modelos mais parcimoniosos, sugerindo nichos ecológicos mais restritos. Alterações subletais, como danos histológicos no hepatopâncreas de *Macrobrachium* spp. causados por exposição a metais pesados e pesticidas (COLLINS, 2010), e redução de calcificação em *Eriocheir sinensis* exposto a acidificação (QUIJADA-RODRÍGUEZ et al., 2021), destacam os custos fisiológicos mesmo em espécies consideradas tolerantes.

Fragmentação de Habitats e Implicações para Conservação

Em altitudes >500 m, a fragmentação de habitats amplifica a segregação de comunidades. Riachos de cabeceira com substratos grosseiros (D50 >256 mm) e temperatura estável (23–27°C) sustentam Pseudothelphusidae, enquanto áreas baixas (<200 m) são dominadas por Trichodactylidae. Essa

dinâmica é agravada por alterações hidrológicas e perda de conectividade entre microhabitats, fatores que reduzem a disponibilidade de recursos tróficos essenciais (TUMINI et al., 2016). A proporção sexual significativamente favorável aos machos em *Trichodactylidae* sp1 (1:0,3 na estação úmida) contrasta com o padrão observado em *Palaemonidae* (1:3 na estação úmida), sugerindo estratégias reprodutivas distintas entre as famílias e adaptações específicas às condições ambientais locais. O dimorfismo sexual pronunciado, com machos significativamente maiores que fêmeas em ambas as espécies de *Macrobrachium*, sugere seleção sexual e possível comportamento territorial, aspectos comuns em palemonídeos neotropicais.

A associação entre sensibilidade ambiental e traços biológicos posiciona *Trichodactylidae* e *Pseudothelphusidae* como bioindicadores robustos da qualidade ambiental. Estudos recentes na Colômbia demonstram que caranguejos de água doce endêmicos são particularmente vulneráveis às mudanças climáticas e atividades antrópicas, com projeções indicando que até 2050, cerca de 40% das espécies de *Pseudothelphusidae* poderão perder mais de 30% de seu habitat adequado devido ao aumento de temperatura e alterações nos padrões de precipitação (HUDSON et al., 2021). Estratégias de conservação devem priorizar a manutenção de corredores ripários e a restauração de microhabitats essenciais, mitigando impactos cumulativos em ecótonos altitudinais.

Interações Ecológicas e Variáveis Ambientais

A ausência de variação sazonal significativa na estrutura populacional de *Macrobrachium* spp. e caranguejos *Pseudothelphusidae* na Amazônia está associada à estabilidade hidrológica e à alta conectividade dos habitats ripários, que permitem a recolonização contínua mesmo em períodos de seca (RIVERA-PÉREZ et al., 2024). Estudos no Rio Napo evidenciam que espécies como *Trichodactylus fluviatilis* exibem plasticidade morfocomportamental para explorar microhabitats heterogêneos (substratos arenosos a detritos vegetais), garantindo acesso a recursos alimentares através de modificações nas quelas e padrões de atividade crepuscular (SAITO et al., 2012). Essa plasticidade é crucial em ambientes oligotróficos, onde os decápodes atuam como fragmentadores primários de matéria orgânica, acelerando a ciclagem de nutrientes e sustentando redes tróficas complexas (TUMINI et al., 2016).

A segregação espacial ao longo do gradiente altitudinal reflete adaptações fisiológicas diferenciadas. *Macrobrachium* spp. preferem habitats com substratos grossos (seixos >50 mm) e cobertura vegetal ripária >60%, que oferecem abrigo contra predadores e locais de desova (SAITO et al., 2012). Em contraste, Pseudothelphusidae como *Kingsleya gustavoi* desenvolveram taxas respiratórias cutâneas 2,3× superiores a outras famílias, permitindo tolerar hipóxia (<4 mg O₂/L) em cabeceiras com temperatura estável (23–25°C) (DANIELS et al., 2024). Essas adaptações são mediadas por diferenças na estrutura do hepatopâncreas, onde espécies de altitude elevada acumulam lipídios como reserva energética durante períodos de estresse (COLLINS, 2010).

Durante a noite, a maior umidade e a estabilidade térmica em ecossistemas aquáticos tropicais favorecem a fragmentação eficiente de folhas e galhos por caranguejos, acelerando a decomposição microbiana diurna subsequente. Essa sincronia entre atividade animal e processos biogeoquímicos otimiza o ciclo de nutrientes (VANNI, 2002; COLLINS et al., 2007). Estudos experimentais demonstram que os pseudotelfusídeos, ao fragmentarem e consumirem material vegetal durante seus períodos de atividade noturna, aceleram a decomposição de folhas e contribuem para o fluxo de energia e ciclagem de nutrientes nos riachos neotropicais (WILLINER et al., 2014).

A heterogeneidade ambiental, particularmente a preservação de corredores ripários e a variabilidade de substratos, é crítica para manter a diversidade funcional. Por exemplo, a remoção de vegetação marginal reduz em >40% a abundância de *Sylviocarcinus pictus* (Trichodactylidae), que depende de detritos foliares para reprodução (TUMINI et al., 2016). Intervenções antrópicas como dragagem homogeneizam substratos, eliminando microhabitats essenciais para espécies sensíveis como *Kingsleya gustavoi*, cuja ocorrência está fortemente correlacionada com índices de integridade de habitat >0,6 (RIVERA-PÉREZ et al., 2024).

A perda de habitat e a fragmentação foram apontadas como as principais ameaças para caranguejos de água doce na região neotropical, com 67% das espécies colombianas de Pseudothelphusidae classificadas como ameaçadas ou quase ameaçadas (HUDSON et al., 2021). Além disso, a poluição por agroquímicos, metais pesados e esgotos domésticos representa uma ameaça crescente, especialmente em áreas de expansão agrícola e mineração. A acidificação dos ambientes

aquáticos, impulsionada pelo CO₂ antropogênico, pode comprometer a sobrevivência, a calcificação e o metabolismo dos crustáceos, inclusive de grupos considerados tolerantes (QUIJADA-RODRÍGUEZ et al., 2021).

Padrões de Distribuição e Estrutura Populacional

A dominância da família Palaemonidae na bacia superior do rio Napo, representando 89,7% dos espécimes coletados, reflete um padrão amplamente documentado em ecossistemas amazônicos. Esta predominância resulta de sua elevada diversidade, plasticidade ecológica e capacidade de colonizar diferentes micro-habitats aquáticos (ANGER, 2013; OLIVEIRA et al., 2019; MADUREIRA et al., 2025). As duas espécies de *Macrobrachium* identificadas apresentaram distribuições distintas ao longo do gradiente altitudinal, com *Macrobrachium* sp1 mostrando maior associação com variáveis de oxigênio dissolvido, enquanto *Macrobrachium* sp2 exibiu correlação positiva com temperatura e Índice de Pressão Antrópica, evidenciando a plasticidade adaptativa do gênero frente a diferentes condições ambientais (SAITO et al., 2012; ALVES et al., 2024).

A baixa abundância de Pseudothelphusidae (apenas 0,6% do total) e Trichodactylidae (9,7%) pode estar relacionada a fatores comportamentais e ecológicos específicos. Pseudothelphusidae, representados por *Moritschus henrici* e Pseudothelphusidae sp1, apresentam comportamento críptico e atividade predominantemente noturna, permanecendo abrigados em tocas sob pedras ou troncos submersos durante o dia, o que dificulta sua amostragem por métodos convencionais (CAMPOS; RODRÍGUEZ, 2002; MAGALHÃES et al., 2016). A Análise de Correspondência Canônica (CCA) corrobora esta observação, mostrando que Pseudothelphusidae estão fortemente associados a áreas de maior altitude e menor pressão antrópica, onde a integridade do habitat é maior.

Trichodactylidae, representados por Trichodactylidae sp1 e *Valdivia serrata*, mostraram uma distribuição mais restrita, com forte associação à altitude e temperatura, respectivamente. A proporção sexual significativamente favorável aos machos em Trichodactylidae sp1 (1:0,3 na estação úmida) contrasta com o padrão observado em Palaemonidae, sugerindo estratégias reprodutivas distintas entre as famílias (COLLINS et al., 2012; TUMINI et al., 2016).

A estrutura populacional de *Macrobrachium* spp. revelou proporção sexual significativamente enviesada para fêmeas tanto na estação úmida (1:3) quanto na seca (1:2,8), um padrão frequentemente relatado em populações naturais deste gênero. Este predomínio de fêmeas pode representar uma estratégia adaptativa para maximizar o potencial reprodutivo em ambientes de altitude, onde as condições ambientais podem ser mais restritivas (GARCÍA-DÁVILA; MAGALHÃES, 2003; COSTA E SILVA et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2019). O dimorfismo sexual pronunciado, com machos significativamente maiores que fêmeas em ambas as espécies de *Macrobrachium*, sugere seleção sexual e possível comportamento territorial, aspectos comuns em palemonídeos neotropicais (BUENO et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2019).

A ausência de variação sazonal significativa na maioria dos parâmetros físico-químicos, exceto vazão, indica relativa estabilidade ambiental nos riachos estudados, o que pode favorecer a reprodução contínua observada em *Macrobrachium* spp. Este padrão é consistente com outros sistemas amazônicos que apresentam baixa sazonalidade térmica (OLIVEIRA et al., 2019; NOGUEIRA et al., 2022). A altitude emergiu como o principal fator ambiental explicativo para a distribuição das espécies ($p = 0,001$), explicando 32,08% da variação total na composição das comunidades, seguida por temperatura e IPA, evidenciando a importância do gradiente altitudinal na estruturação das comunidades de decápodes na região.

Hudson et al. (2021) destacam que as espécies de caranguejos de água doce da Colômbia, região geograficamente próxima à área de estudo, apresentam distribuições altamente restritas, com 83% das espécies de Pseudothelphusidae ocorrendo em apenas um departamento administrativo. Esta alta taxa de endemismo torna essas espécies particularmente vulneráveis a alterações ambientais localizadas. Além disso, os autores identificaram que a maioria das espécies ameaçadas (78%) ocorre em áreas de altitude elevada (>1000 m), corroborando nossos resultados sobre a sensibilidade de Pseudothelphusidae a alterações em habitats de altitude.

Os modelos lineares generalizados (GLM) revelaram relações complexas entre a abundância das espécies e múltiplas variáveis ambientais, com *Macrobrachium* sp1 sendo influenciado por um conjunto mais amplo de variáveis, enquanto espécies menos abundantes como *V. serrata* e *M. henrici*

apresentaram modelos mais parcimoniosos. Estes resultados sugerem que a estruturação das comunidades de crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo é determinada por interações complexas entre fatores ambientais, históricos e ecológicos, com a altitude desempenhando papel preponderante neste processo.

Limitações do estudo e seus potenciais impactos

Embora este estudo forneça contribuições valiosas para a ecologia e distribuição de crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo, é essencial reconhecer certas limitações que podem influenciar a interpretação dos resultados. A amostragem sazonal restrita a duas estações (seca e úmida) pode não capturar completamente a variabilidade temporal das populações de crustáceos e das condições ambientais (MAGALHÃES et al., 2016). O tamanho amostral limitado para algumas espécies, particularmente *Valdivia serrata*, Pseudothelphusidae sp1 e *Moritschus henrici*, restringiu a robustez das análises estatísticas, potencialmente resultando em uma subestimação de sua distribuição e significância ecológica (CUMBERLIDGE et al., 2014).

As técnicas de coleta empregadas podem ter favorecido a captura de certas espécies ou tamanhos de indivíduos, potencialmente subestimando a presença de espécies mais crípticas ou de difícil captura, especialmente Trichodactylidae e Pseudothelphusidae (ALARCON et al., 2002). É importante ressaltar que a predominância de camarões na coleta pode ser um reflexo do método de amostragem utilizado, e a adoção de técnicas adicionais ou específicas para caranguejos poderia ter resultado em uma representação mais equilibrada desses grupos.

A identificação em nível de espécie não foi viável para todos os espécimes, necessitando o uso de Unidades Taxonômicas Operacionais (UTOs) devido a incertezas taxonômicas e possibilidade de presença de espécies não descritas. Embora o estudo tenha abrangido uma área significativa, a heterogeneidade ambiental desta região amazônica pode limitar a generalização dos resultados para outras áreas da bacia (COSTA E SILVA et al., 2019). Além disso, variáveis não quantificadas neste estudo, como disponibilidade de alimentos, presença de predadores ou microhabitats específicos, podem influenciar significativamente a distribuição e abundância das espécies estudadas (BAUER, 2013).

Os resultados deste estudo sobre a ecologia, distribuição e estrutura populacional de crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo apresentam várias oportunidades para pesquisas futuras. Primeiramente, investigações mais abrangentes sobre a variabilidade temporal das populações, incluindo amostragens mais frequentes ao longo do ano, poderiam elucidar padrões sazonais mais refinados e sua relação com ciclos reprodutivos (MAGALHÃES et al., 2016). Estudos focados em espécies menos abundantes, como *Valdivia serrata*, *Pseudothelphusidae* sp1 e *Moritschus henrici*, são necessários para aprimorar nossa compreensão de sua ecologia e importância nos ecossistemas locais.

Investigações sobre interações tróficas, incluindo análises de conteúdo estomacal e estudos de isótopos estáveis, poderiam elucidar o papel ecológico desses crustáceos nas redes alimentares aquáticas (CAUT; ANGULO; COURCHAMP, 2009). Além disso, estudos comparativos entre bacias hidrográficas poderiam revelar padrões biogeográficos mais amplos e fatores que influenciam a distribuição em escala regional. Por fim, pesquisas de longo prazo sobre o impacto das mudanças climáticas e do uso da terra nessas populações são cruciais para prever e mitigar potenciais ameaças à biodiversidade aquática na região amazônica (CASTELLO et al., 2013).

4.7 Conclusões

Este estudo fornece uma compreensão da ecologia e distribuição de crustáceos decápodes na bacia superior do rio Napo, abordando lacunas significativas no conhecimento da biodiversidade aquática na Amazônia equatoriana. Os resultados revelaram padrões complexos de distribuição e estrutura populacional, que são fortemente influenciados por fatores ambientais e pressões antropogênicas. A predominância da família Palaemonidae, particularmente do gênero *Macrobrachium*, e a distribuição diferencial das famílias Trichodactylidae e Pseudothelphusidae em relação às variáveis ambientais destacam a importância da heterogeneidade do habitat na manutenção da diversidade de crustáceos na região. A influência significativa da altitude e do índice de pressão antropogênica (IPA) na distribuição das espécies, evidenciada pelas análises CCA e GLM, ressalta a necessidade de considerar tanto os gradientes naturais quanto os impactos humanos nas estratégias de conservação. A ausência de crustáceos decápodes em áreas com alto IPA indica a sensibilidade desses organismos à degradação ambiental, sugerindo seu potencial como bioindicadores. Esses achados não apenas ampliam o conhecimento sobre a biodiversidade local, mas também fornecem uma base robusta para o desenvolvimento de políticas de conservação e manejo sustentável dos ecossistemas aquáticos na Amazônia equatoriana. Estudos futuros focados em investigações de longo prazo e análises mais detalhadas das interações entre espécies e seus ambientes serão cruciais para aprofundar nossa compreensão e proteger efetivamente essa fauna única e os ecossistemas que as abrigam.

4.8 Referências

- ACEVEDO-ALONSO, A.; CUMBERLIDGE, N. Updated extinction risk assessment of the Colombian freshwater crabs (Brachyura: Pseudothelphusidae, Trichodactylidae) reveals an increased number of threatened species. Em: *Recent Advances in Freshwater Crustacean Biodiversity and Conservation*. CRC Press, p. 405-424, 2021.
- ALARCON, D. T.; DE LEME, M. H. A.; COBO, V. J. Population Structure of the Freshwater Crab *Trichodactylus fluviatilis* Latreille, 1828 (Decapoda, Trichodactylidae) in Ubatuba, Northern Coast of Sao Paulo State, Brazil. Em: ESCOBAR-BRIONES, E.; ALVAREZ, F. (eds.). *Modern Approaches to the Study of Crustacea*. Boston: Springer, 2002.
- ALVES, D. F. R.; MARTINEZ, P. A.; MAGALHÃES, C.; BARROS-ALVES, S. P.; ALMEIDA, A. C.; AMADO, T. F. Global patterns and predictors of primary freshwater crab richness across taxa and realms. *Hydrobiologia*, v. 851, p. 1-19, 2024.
- ANGER, K. Neotropical *Macrobrachium* (Caridea: Palaemonidae): on the biology, origin, and radiation of freshwater-invading shrimp. *Journal of Crustacean Biology*, v. 33, n. 2, p. 151-183, 2013.
- ARIAS-PINEDA, J. Y.; REALPE, E.; GONZÁLEZ-ROSAS, C. Distribución espacial y aspectos ecológicos de *Neostrengeria macropa* (Decapoda: Pseudothelphusidae) en la sabana de Bogotá, Colombia. *Revista mexicana de biodiversidad*, 92, 2021.
- BAUER, R. T. Remarkable shrimps: adaptations and natural history of the carideans. Norman: University of Oklahoma Press, 2004.
- BAUER, R. T. Amphidromy in shrimps: a life cycle between rivers and the sea. *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 4, p. 633-650, 2013.
- BROWN, C. F. et al. Dynamic World, Near real-time global 10 m land use land cover mapping. *Scientific Data*, v. 9, n. 1, p. 251, 2022.
- BUENO, A. A.; BONATTO, C. R.; ALMEIDA, A. C. Influence of environmental variables on seasonal abundance and relative growth of *Macrobrachium amazonicum* (Crustacea: Decapoda: Caridea): variations of a continental population. *Iheringia - Série Zoologia*, v. 109, e2019018, 2019.

- BURNHAM, K. P.; ANDERSON, D. R. Model selection and multimodel inference: a practical information-theoretic approach. 2nd ed. New York: Springer, 2002.
- CABRERA, M.; CAPPARELLI, M. V.; ÑACATO-CH, C.; MOULATLET, G. M.; LÓPEZ-HERAS, I.; DÍAZ GONZÁLEZ, M.; ALVEAR-S, D.; RICO, A. Effects of intensive agriculture and urbanization on water quality and pesticide risks in freshwater ecosystems of the Ecuadorian Amazon. *Chemosphere*, v. 337, p. 139286, 2023.
- CAMPOS, M. R. Crustáceos decápodos de agua dulce de Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, 2014.
- CAMPOS, M. R. Familia Trichodactylidae. Em: CAMPOS, M. R. (Ed.). Crustáceos decápodos de agua dulce de Colombia. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia, p. 245-289, 2016.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Distribution and species diversity of freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae in Colombia (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Nauplius*, v. 28, e2020036, 2020.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Species diversity of freshwater decapod crustaceans (crabs and shrimps) from Colombia. *Crustaceana*, v. 90, n. 7-10, p. 883-908, 2017.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Species diversity of freshwater Decapod Crustaceans (crabs and shrimps) from Colombia. Em: WEHRTMANN, I. S.; BAUER, R. T. (Eds.). Studies on Decapoda and Copepoda in Memory of Michael Türkay. Leiden: Brill, p. 113-138, 2018.
- CAMPOS, M. R.; RODRÍGUEZ, G. Notes on the freshwater crabs of the genus *Moritschus* Pretzmann, 1965 (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae) with description of *M. narinnensis* from southern Colombia. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, v. 101, n. 3, p. 640-643, 2002.
- CAPPARELLI, M.V.; CABRERA, M.; RICO, A.; LUCAS-SOLIS, O.; ALVEAR-S, D.; VASCO, S.; GALARZA, E.; SHIGUANGO, L.; PINOS-VELEZ, V.; PÉREZ-GONZÁLEZ, A.; ESPINOSA, R.; MOULATLET, G.M. An integrative approach to assess the environmental impacts of gold mining contamination in the Amazon. *Toxics*, v. 9, n. 7, p. 149, 2021.
- CASTELLO, L.; MCGRATH, D.G.; HESS, L.L.; COE, M.T.; LEFEBVRE, P.A.; PETRY, P.; MACEDO, M.N.; RENÓ, V.F.; ARANTES, C.C. The vulnerability of Amazon freshwater ecosystems. *Conservation Letters*, v. 6, n. 4, p. 217-229, 2013.

- CAUT, S.; ANGULO, E.; COURCHAMP, F. Variation in discrimination factors ($\Delta^{15}\text{N}$ and $\Delta^{13}\text{C}$): the effect of diet isotopic values and applications for diet reconstruction. *Journal of Applied Ecology*, v. 46, n. 2, p. 443-453, 2009.
- CLARKE, K. R.; WARWICK, R. M. Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation. 2nd ed. Plymouth: PRIMER-E, 2001.
- COLLEN, B.; WHITTON, F.; DYER, E. E.; BAILLIE, J. E.; CUMBERLIDGE, N.; DARWALL, W. R.; POLLOCK, C.; RICHMAN, N. I.; SOULSBY, A. M.; BÖHM, M. Global patterns of freshwater species diversity, threat and endemism. *Global Ecology and Biogeography*, v. 23, n. 1, p. 40-51, 2014.
- COLLINS, P. A.; WILLINER, V.; GIRI, F. Trophic relationships in Crustacea Decapoda of a river with a floodplain. Em: ELEWA, A. M. T. (Ed.). Predation in Organisms: A Distinct Phenomenon. Berlin: Springer-Verlag, p. 59-86, 2007.
- COLLINS, P. A. Environmental stress upon hepatopancreatic cells of freshwater prawns (Decapoda: Caridea) from the floodplain of Paraná River. *Natural Science*. V. 2 n. 7 p. 748 – 759. 2010.
- COLLINS, P. A.; CARNEVALT, R.; CARVALHO, D.; WILLINER, V. Dynamics of decapod crustaceans in a trophic web of continental aquatic environments in Southern South America. *Advances in Environmental Research*, p. 159-185, 2012.
- COSTA, L.; KIFFER JR, W.; CASOTTI, C.; RANGEL, J.; MORETTI, M. Influence of *Trichodactylus fluviatilis* on leaf breakdown in streams: Understanding the role of freshwater crabs in detritus-based food webs. *Zoological Studies*, v. 55, e54, 2016.
- COSTA E SILVA, R., CUNHA, M. C., MOSSOLIN, E. C.; JACOBUCCI, G. Population structure of *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) (Decapoda: Palaemonidae) in Miranda Hydroelectric Plant Reservoir, Araguari river, Minas Gerais, Brazil. *Acta Limnologica Brasiliensia*, v. 31, e14, 2019.
- COVICH, A. P.; NOGUEIRA, D. G.; DE OLIVEIRA R. F.; VALENTE-NETO, F.; SABINO, JOSÉ; SEVERO-NETO, F.; TAYLOR, B.; YANG, C.; NASSAR, W.; SILVA, V.; LAPS, R.; SOUZA, F. Linking Neotropical riparian and stream food webs: nocturnal foraging behavior and facilitation among decapods in response to added palm fruit. *Hydrobiologia*, v. 852, 2024.

- CUMBERLIDGE, N. Global diversity and conservation of freshwater crabs (Crustacea: Decapoda: Brachyura). Em: KAWAI, T.; CUMBERLIDGE, N. (Eds.). A Global Overview of the Conservation of Freshwater Decapod Crustaceans. Cham: Springer, p. 1-22, 2016.
- CUMBERLIDGE, N.; ALVAREZ, F.; VILLALOBOS, J. L. Results of the global assessment of freshwater crabs (Brachyura: Pseudothelphusidae, Trichodactylidae) with recommendations for biologists. *Nauplius*, v. 22, n. 1, p. 1-10, 2014.
- CUMBERLIDGE, N.; PETER K. L. Systematics, Evolution, and Biogeography of Freshwater Crabs. Em: MARTIN, J. W.; CRANDALL, K. A.; FELDER, D. L. (Eds.). Decapod Crustacean Phylogenetics. Boca Raton: CRC Press, p. 491-508. (Crustacean Issues, v. 18), 2009.
- DANIELS, S. R.; PEER, N.; MYBURGH, A. M.; BARNES, A.; KLAUS, S. Let's get high: Cladogenesis in freshwater crabs (Decapoda: Potamonautidae: *Potamonautes*) supports the mountain gradient speciation hypothesis in the Cape Fold and Drakensberg Mountains, South Africa. *Ecology and Evolution*, v. 14, e10960, 2024.
- ENCALADA, A. C.; GUAYASAMIN, J. M.; SUÁREZ, E.; MENA, C. F.; LESSMANN, J.; SAMPEDRO, C.; MARTÍNEZ, P.; OCHOA-HERRERA, V.; SWING, K.; CELINACAK, M.; SCHRECKINGER, J.; VIEIRA, J.; TAPIA, A.; SERRANO, C.; BARRAGÁN, K.; ANDRADE, S.; ALEXIADES, A.; TROYA, M. J. Los ríos de las cuencas Andino-Amazónicas: Herramientas y guía de invertebrados para el diseño de programas de monitoreo. [S.l.: s.n.], 2019.
- GALARZA, E.; CABRERA, M.; ESPINOSA, R.; ESPITIA, E.; MOULATLET, G.M.; CAPPARELLI, M.V. Assessing the quality of amazon aquatic ecosystems with multiple lines of evidence: the case of the Northeast Andean foothills of Ecuador. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 107, p. 52-61, 2021.
- GARCÍA-DÁVILA, C. R.; MAGALHÃES, C. Revisão taxonômica dos camarões de água doce (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae, Sergestidae) da Amazônia Peruana. *Acta Amazonica*, v. 33, n. 4, p. 663-686, 2003.
- GORE, J. A.; BANNING, J. Discharge measurements and streamflow analysis. Em: HAUER, F. R.; LAMBERTI, G. A. (Eds.). *Methods in Stream Ecology*. 3rd ed. London: Academic Press, 2017. p. 49-70.
- HAIR, J. F. Multivariate data analysis: An overview. Em: *ENCYCLOPEDIA of statistical science*. [S.l.: s.n.], p. 904-907, 2011.

- HOLTHUIS, L. B. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea Decapoda Natantia) of the Americas. I. The subfamilies Euryrhynchinae and Pontoniinae. Allan Hancock Foundation Publications: Occasional Paper, v. 11, p. 1-332, 1951.
- HOLTHUIS, L. B. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea Decapoda Natantia) of the Americas. II. The subfamily Palaemoninae. Los Angeles: University of Southern California Press, 396 p. (Allan Hancock Foundation Publications, Occasional Paper, n. 12). 1952.
- HUDSON, D. M.; PHILLIPS, G.; LASSO, C. A.; CAMPOS, M. R. Threats to Endemic Colombian Freshwater Crabs (Decapoda: Pseudothelphusidae, Trichodactylidae) Associated with Climate Change and Human-Mediated Activities. Em: Recent Advances in Freshwater Crustacean Biodiversity and Conservation. CRC Press, p. 425-444, 2021.
- LESSMANN, J.; GUAYASAMIN, J.M.; CASNER, K.L.; FLECKER, A.S.; FUNK, W.C.; GHALAMBOR, C.K.; GILL, B.A.; JÁCOME-NEGRETE, I.; KONDRATIEFF, B.C.; POFF, L.N.; SCHRECKINGER, J.; THOMAS, S.A.; TORAL-CONTRERAS, E.; ZAMUDIO, K.R.; ENCALADA, A.C. Freshwater vertebrate and invertebrate diversity patterns in an Andean-Amazon basin: implications for conservation efforts. *Neotropical Biodiversity*, v. 2, n. 1, p. 99-114, 2016.
- MADUREIRA, K. H.; LINARES, M. S.; CALLISTO, M. Influence of local environmental factors on the distribution of the invasive species *Macrobrachium pantanalense* dos Santos, Hayd and Anger, 2013 in a large hydropower reservoir. *Biological Invasions*, v. 26, p. 2397-2405, 2025.
- MAGALHÃES, C. A new species of freshwater crab (Decapoda: Pseudothelphusidae) from the southeastern Amazon Basin. *Nauplius*, v. 13, n. 2, p. 177-186, 2005.
- MAGALHÃES, C.; CAMPOS, M.R.; COLLINS, P.A.; MANTELATTO, F.L. Diversity, distribution and conservation of freshwater crabs and shrimps in South America. Em: A Global Overview of the Conservation of Freshwater Decapod Crustaceans, p. 303-322, 2016.
- MAGALHÃES, C.; TÜRKAY, M. Taxonomy of the Neotropical freshwater crab family Trichodactylidae, I: The generic system with description of some new genera (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Senckenbergiana biologica*, v. 75, n. 1-2, p. 63-95, 1996.
- MCCUNE, B.; GRACE, J. B. Analysis of ecological communities. Gleneden Beach, OR: MjM Software Design, 2002.

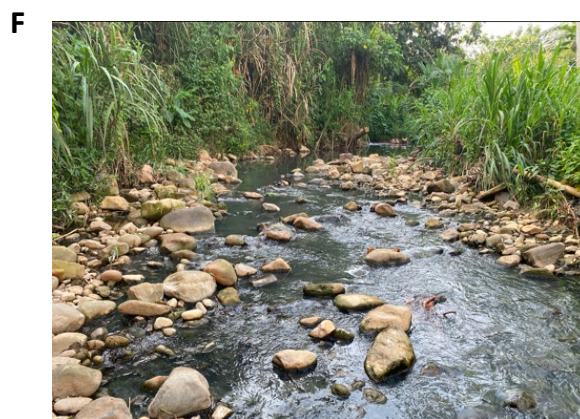
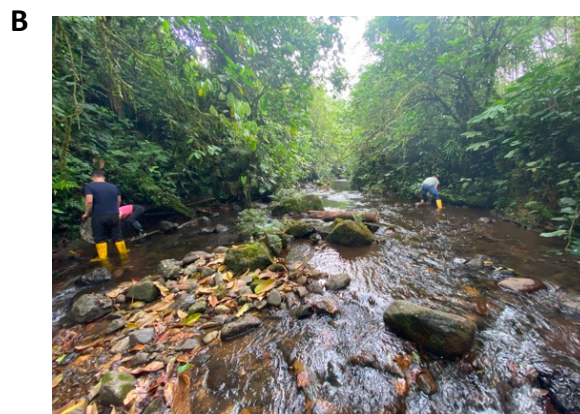
- MCHUGH, M. L. The chi-square test of independence. *Biochemia Medica*, v. 23, n. 2, p. 143-149, 2013.
- MCKIGHT, P. E.; NAJAB, J. Kruskal-Wallis Test. Em: WEINER, I. B.; CRAIGHEAD, W. E. (Eds.). *The Corsini Encyclopedia of Psychology*. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, 2010.
- MCNAMARA, J. C.; FREIRE, C. A.; TORRES JR, A. H.; FARIA, S. C. The conquest of fresh water by the palaemonid shrimps: an evolutionary history scripted in the osmoregulatory epithelia of the gills and antennal glands. *Biological Journal of the Linnean Society*, v. 114, n. 3, p. 673-688, 2015.
- MEJIA-ORTIZ, L. M.; ALVAREZ, F. Seasonal patterns in the distribution of three species of freshwater shrimp, *Macrobrachium* spp., along an altitudinal river gradient. *Crustaceana*, v. 83, n. 4, p. 385-397, 2010.
- MELO, G. A. S. Manual de identificação dos Crustacea Decapoda de água doce do Brasil. São Paulo: Edições Loyola, 2003.
- NACHAR, N. The Mann-Whitney U: A test for assessing whether two independent samples come from the same distribution. *Tutorials in Quantitative Methods for Psychology*, v. 4, n. 1, p. 13-20, 2008.
- NOGUEIRA, C. S.; ALVES, D. F. R.; COSTA, R. C.; ALMEIDA, A. C. Seasonal variation in the population structure of the freshwater prawn *Macrobrachium brasiliense* in a neotropical region. *Nauplius*, v. 29, p. e2021048, 2021.
- OLIVEIRA, L. J. F.; SANT'ANNA, B. S.; HATTORI, G. Y. Population biology of the freshwater prawn *Macrobrachium brasiliense* (Heller, 1862) in the Middle Amazon Region, Brazil. *Tropical Zoology*, v. 32, n. 1, p. 19-36, 2019.
- PALIY, O.; SHANKAR, V. Application of multivariate statistical techniques in microbial ecology. *Molecular Ecology*, v. 25, n. 5, p. 1032-1057, 2016.
- PANTALEAO, J. A. F.; CARVALHO-BATISTA, A.; TEODORO, S. S.; COSTA, R. C. The influence of environmental variables in the reproductive performance of *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) (Caridea: Palaemonidae) females in a continental population. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, v. 90, n. 2, p. 1445-1458, 2018.

- PINHEIRO, A. P.; SANTANA, W. A new and endangered species of *Kingsleya* Ortmann, 1897 (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Pseudothelphusidae) from Ceará, northeastern Brazil. *Zootaxa*, v. 4171, n. 2, p. 365-372, 2016.
- QUIJADA-RODRÍGUEZ, A. R. et al. Anthropogenic CO₂-mediated freshwater acidification limits survival, calcification, metabolism, and behaviour in stress-tolerant freshwater crustaceans. *Biogeosciences*, v. 18, p. 6499–6516, 2021.
- R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: a language and environment for statistical computing. Version 4.4.1. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2024. Available at: <https://www.r-project.org>.
- RAZALI, N. M.; WAH, Y. B. Power comparisons of Shapiro-Wilk, Kolmogorov-Smirnov, Lilliefors and Anderson-Darling tests. *Journal of Statistical Modeling and Analytics*, v. 2, n. 1, p. 21-33, 2011.
- RICHARDS, S. A. Dealing with overdispersed count data in applied ecology. *Journal of Applied Ecology*, v. 45, n. 1, p. 218-227, 2008.
- RIVERA-PÉREZ, J. M.; CRUZ, G. M.; PENHA, I. C. D. S.; JUEN, L. Habitat integrity and interspecific relationships affect the diversity of freshwater crabs in eastern Amazon streams. *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 3, p. ruac044, 2024.
- SAITO, M.; YAMASHIRO, T.; HAMANO, T.; NAKATA, K. Factors affecting distribution of freshwater shrimps and prawns in the Hiwasa River, southern central Japan. *Crustacean Research*, v. 41, p. 9-22, 2012.
- STEIN, A.; KREFT, H. Terminology and quantification of environmental heterogeneity in species-richness research. *Biological Reviews*, v. 90, n. 3, p. 815-836, 2015.
- STURGES, H. A. The choice of a class interval. *Journal of the American Statistical Association*, v. 21, n. 153, p. 65-66, 1926.
- TER BRAAK, C. J. F. Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology*, v. 67, p. 1167-1179, 1986.
- TUMINI, G.; GIRI, F.; WILLINER, V.; COLLINS, P. The importance of biogeographical history and extant environmental conditions as drivers of freshwater decapod distribution in southern South America. *Freshwater Biology*, v. 61, p. 715-728, 2016.

- VALENCIA, D. M.; CAMPOS, M. R. Freshwater prawns of the genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae) of Colombia. *Zootaxa*, v. 1456, n. 1, p. 1-44, 2007.
- VANNI, M. J. Nutrient cycling by animals in freshwater ecosystems. *Annual Review of Ecology and Systematics*, v. 33, n. 1, p. 341-370, 2002.
- WEATHER SPARK. Clima médio em Tena, Equador durante todo o ano. 2022. Disponível em: <https://es.weatherspark.com/y/20631/Clima-promedio-en-Tena-Ecuador-durante-todo-el-a%C3%B1o>. Acesso em: 27 ago. 2024.
- YANG, C.; WEHRTMANN, I. S.; WENGER, S. J.; RUGENSKI, A. T. Neotropical freshwater crabs (Decapoda: Pseudothelphusidae) shred leaves. *Nauplius*, v. 28, p. e2020020, 2020.
- YANG, C.; WENGER, S. J.; RUGENSKI, A. T.; WEHRTMANN, I. S.; CONNELLY, S.; FREEMAN, M. C. Freshwater crabs (Decapoda: Pseudothelphusidae) increase rates of leaf breakdown in a neotropical headwater stream. *Freshwater Biology*, v. 65, n. 10, p. 1673-1684, 2020.
- ZUUR, A. F.; IENO, E. N.; WALKER, N. J.; SAVELIEV, A. A.; SMITH, G. M. Mixed effects models and extensions in ecology with R. New York: Springer, 574 p. 2009.

4.9 Apêndices

Apêndice 1.2. Locais de coleta representativos na bacia superior do rio Napo, Equador. **A-B)** Rios com baixa contaminação (IPA: 0-17.5); **C-D)** Rios com contaminação média (IPA: 17.6-35); **E-F)** Rios com alta contaminação (IPA: 52.6-70).



Apêndice 2.2. Matriz de avaliação das pressões antropogênicas em ecossistemas fluviais. A magnitude da pressão é classificada em quatro níveis: nenhuma (0), baixa (1), média (2,5) e alta (5). As pressões são categorizadas em três grupos principais: pressões pontuais (1-6), pressões difusas (7-12) e outras pressões (13-14). O índice IPA é calculado pela soma total de cada seção, com pontuação máxima de 70 pontos. A classificação final do índice é: Baixa (0-17.5), Média (17.6-35), Alta (35.1-52.5) e Muito forte (52.6-70).

Pressão antropogênica	Magnitude da pressão antropogênica				Valor atribuído	
	Nenhuma (0)	Baixa (1)	Média (2.5)	Alta (5)		
Pressões pontuais						
1	Descargas industriais		1 indústria a montante	>2 <5 indústrias a montante	> 5 indústrias a montante	
2	Descargas de esgoto		População pequena ≥ 1000 e ≤ 10000	População mediana ≥ 10000 e ≤ 50000	População grande > 50000	
3	Captação de água		Entre 1 e 25% da água do rio é extraída	Entre 26 e 75% da água do rio é extraída	Mais de 75% da água do rio é extraída	
4	Descargas de pisciculturas		Piscicultura pequena	Piscicultura mediana	Piscicultura grande	
5	Mineração pontual no leito do rio		Pequena escala	Mediana escala	Grande escala	
6	Lixo no leito do rio		Poucos desperdícios	Quantidade média de desperdícios	Muito lixo no rio ou nas margens	
Pressões difusas						
7	Agricultura		Parcelas de tamanho pequeno (ou poucas parcelas)	Áreas agrícolas de tamanho moderado	Grandes extensões de terras agrícolas	
8	Pecuária		Pequena quantidade de gado	Número moderado de gado	Muita quantidade de gado	
9	Mineração na bacia hidrográfica		Poucos projetos e/ou baixa escala	Escala média (e/ou número moderado de projetos)	Alta escala (e/ou muitos projetos)	
10	Estradas da vizinhança		Escassos, pequenos e longe do rio	Tamanhos intermediários e próximo ao rio	Tamanhos grandes e mais perto do rio	
11	Rodovias		Escassos	Tamanho intermediário	Comum ao longo do rio	
12	Plantas exóticas na bacia hidrográfica		1 espécie	2 espécies	>3 espécies	
Outras pressões						
13	Espécies exóticas introduzidas no ecossistema fluvial		Baixas densidades	Densidades intermediárias	Altas densidades	
14	Infraestrutura, canais de irrigação		Pequenas	Intermediárias	Grandes	
Índice IPA (soma total de cada seção)					/70	

5 CAPÍTULO 3 - Influência do Imidacloprid sobre a sobrevivência, comportamento e tolerância térmica do camarão *Macrobrachium aff. brasiliense*: estudo em mesocosmos na Amazônia equatoriana

5.1 Resumo

Este estudo avaliou os efeitos do inseticida imidacloprid sobre o camarão *Macrobrachium aff. brasiliense* em mesocosmos na Amazônia equatoriana. Foram analisados parâmetros de sobrevivência, comportamento locomotor (tempo de movimento, frequência de movimentação e cruzamento de malha), crescimento e tolerância térmica máxima em diferentes concentrações (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 µg/L) durante 28 dias. Os resultados revelaram uma alta sensibilidade da espécie, com Concentração Letal Média (LC50) de $0,0148 \pm 0,017$ µg/L, valor 15× menor que o reportado para *Penaeus monodon* (LC50 = 408 µg/L) e 1.300× inferior ao de espécies de água doce temperadas como *Asellus aquaticus* (LC50 = 20,3 µg/L). Observou-se um padrão não monotônico de toxicidade, com maior mortalidade nas concentrações mais baixas (0,01 µg/L: 27% de sobrevivência; 0,1 µg/L: 25% de sobrevivência) em comparação às mais altas (1 µg/L: 73% de sobrevivência; 10 µg/L: 67% de sobrevivência). As respostas comportamentais foram altamente responsivas, com a frequência de cruzamento sendo o parâmetro mais afetado (Concentração Efetiva Média - EC50: $0,0014 \pm 0,0014$ µg/L), seguida pela frequência de movimentação (EC50: $0,0041 \pm 0,0159$ µg/L), ambas significativamente reduzidas em comparação ao controle. A tolerância térmica máxima apresentou um padrão complexo, com redução nas concentrações baixas ($38,0 \pm 0,69^\circ\text{C}$ em 0,01 µg/L vs. $38,8 \pm 0,71^\circ\text{C}$ no controle) e aumento nas mais altas ($39,1 \pm 0,33^\circ\text{C}$ em 1 µg/L; $39,4 \pm 0,33^\circ\text{C}$ em 10 µg/L). As variáveis ambientais, especialmente amônio, nitrito e pH, influenciaram significativamente a sobrevivência dos organismos. A rápida dissipação do imidacloprid (DT50 entre 2,3 e 7,0 dias) sugere a necessidade de considerar as características específicas dos ambientes amazônicos no estabelecimento de limites regulatórios. O padrão diferencial na tolerância térmica sugere que o imidacloprid pode interferir nos mecanismos de termorregulação através de múltiplas vias metabólicas e neuronais, sendo relacionados também com as alterações comportamentais observadas, o que é particularmente relevante no contexto das mudanças climáticas na região amazônica. Este estudo destaca a toxicidade desse composto e indica a importância de incluir endpoints subletais em programas de monitoramento e a necessidade de investigar as interações entre pesticidas e variáveis ambientais em ecossistemas tropicais, especialmente considerando a ausência de regulamentações específicas para o imidacloprid no Equador.

Palavras-chave: Ecotoxicologia aquática; Invertebrados dulcícolas; Neonicotinoides; Bioindicador; Estresse ambiental.

5.2 Abstract

This study evaluated the effects of the insecticide imidacloprid on the freshwater shrimp *Macrobrachium aff. brasiliense* in mesocosms in the Ecuadorian Amazon. Parameters of survival, locomotor behavior (movement time, movement frequency, and grid crossing), growth, and maximum thermal tolerance were analyzed at different concentrations (0, 0.01, 0.1, 1, and 10 µg/L) over 28 days. Results revealed high sensitivity of the species, with a Median Lethal Concentration (LC50) of 0.0148 ± 0.017 µg/L, a value 15× lower than reported for *Penaeus monodon* (LC50 = 408 µg/L) and 1,300× lower than temperate freshwater species such as *Asellus aquaticus* (LC50 = 20.3 µg/L). A non-monotonic toxicity pattern was observed, with higher mortality at lower concentrations (0.01 µg/L: 27% survival; 0.1 µg/L: 25% survival) compared to higher ones (1 µg/L: 73% survival; 10 µg/L: 67% survival). Behavioral responses were highly responsive, with crossing frequency being the most affected parameter (Median Effective Concentration - EC50: 0.0014 ± 0.0014 µg/L), followed by movement frequency (EC50: 0.0041 ± 0.0159 µg/L), both significantly reduced compared to the control. Maximum thermal tolerance showed a complex pattern, with a decrease at low concentrations ($38.0 \pm 0.69^\circ\text{C}$ at 0.01 µg/L vs. $38.8 \pm 0.71^\circ\text{C}$ in control) and an increase at higher concentrations ($39.1 \pm 0.33^\circ\text{C}$ at 1 µg/L; $39.4 \pm 0.33^\circ\text{C}$ at 10 µg/L). Environmental variables, especially ammonium, nitrite, and pH, significantly influenced organism survival. The rapid dissipation of imidacloprid (DT50 between 2.3 and 7.0 days) suggests the need to consider the specific characteristics of Amazonian environments when establishing regulatory limits. The differential pattern in thermal tolerance suggests that imidacloprid may interfere with thermoregulatory mechanisms through multiple metabolic and neuronal pathways, which are also related to the observed behavioral changes, particularly relevant in the context of climate change in the Amazon region. This study highlights the toxicity of this compound and indicates the importance of including sublethal endpoints in monitoring programs and the need to investigate interactions between pesticides and environmental variables in tropical ecosystems, especially considering the absence of specific regulations for imidacloprid in Ecuador.

Keywords: Aquatic ecotoxicology; Freshwater invertebrates; Neonicotinoids; Bioindicator; Environmental stress.

5.3 Introdução

A contaminação por pesticidas é uma das ameaças ambientais mais preocupantes a nível global, com uma estimativa de 4 milhões de toneladas utilizadas anualmente (VALDÉS et al., 2023). A tendência mostra um aumento alarmante, uma vez que em 9 anos os valores praticamente dobraram (2,5 milhões: OMS, 2015). O uso intensivo de pesticidas na agricultura moderna tem se tornado crucial para atender à demanda crescente de alimentos, porém seu impacto nos ecossistemas aquáticos é significativo, com mais de 90% das amostras de água superficial contendo resíduos de um ou mais pesticidas (RANI et al., 2021). A aplicação direta destes compostos em cultivos, combinada com práticas agrícolas intensivas, resulta na contaminação da água através de drenagem, deriva, escoamento superficial e lixiviação, afetando tanto a saúde humana quanto a integridade dos ecossistemas aquáticos (FAO E PNUMA, 2022).

Nos ecossistemas aquáticos, os camarões de rio do gênero *Macrobrachium* (Decapoda: Palaemonidae) são elementos-chave nas cadeias alimentares, atuando como onívoros, detritívoros e presas para peixes, aves e répteis, além de serem considerados importantes engenheiros do ecossistema (GARCÍA-GUERRERO et al., 2013). Este gênero cosmopolita habita ecossistemas dulcícolas e estuarinos, atualmente abrangendo 319 espécies aceitas no World Register of Marine Species (WORMS DATABASE, 2025). Nas Américas, representam um grupo distinto com até 57 espécies, das quais três (*M. gallus* Holthuis, 1952, *M. inca* Holthuis, 1950 e *M. transandicum* Holthuis, 1950) são endêmicas das encostas ocidentais dos Andes (ANGER, 2013). No presente estudo, trabalhamos com *M. aff. brasiliense* (descrita como *Macrobrachium* sp1 nos capítulos 1 e 2), uma espécie que ocorre em certos rios e riachos na região nordeste da Amazônia equatoriana e apresenta sensibilidade a alterações ambientais, estando ausente em ambientes com forte influência antrópica como áreas urbanas e de mineração. Estudos anteriores demonstraram que esta espécie é um importante bioindicador de contaminação ambiental, acumulando elementos traço e metais pesados em seus tecidos em resposta a atividades antropogênicas como exploração petroleira e desmatamento (MENA; ENCALADA, 2016).

Um dos pesticidas mais utilizados globalmente é o Imidacloprid, um inseticida neonicotinoide de amplo espectro conhecido por sua eficácia contra pragas agrícolas como *Aphis gossypii* e *Myzus persicae*

(Homoptera: Aphidae) (MANI, 2022). No Equador, seu uso tem aumentado drasticamente, passando de 6 mil toneladas em 2013 para 19 mil toneladas em 2021 (FAO, 2023), sendo detectado em concentrações de até 3 µg/L na região amazônica (CABRERA et al., 2023). Atualmente, o país autorizou 99 formulações contendo Imidacloprid (MAGAP, 2024), e estudos recentes em mesocosmos demonstraram que invertebrados aquáticos tropicais apresentam maior sensibilidade a este composto quando comparados com organismos de zonas temperadas. Por exemplo, táxons como *Callibaetis pictus* (Ephemeroptera: Baetidae), *Chironomus* sp. (Diptera: Chironomidae) e *Macrocyclus* sp. (Cyclopoida: Cyclopidae) apresentaram declínios populacionais a concentrações de 0,46 µg/L e, no caso de *C. pictus*, a apenas 0,05 µg/L (CABRERA et al., 2024).

Para avaliar os efeitos do Imidacloprid e outros contaminantes em organismos aquáticos, a utilização de sistemas experimentais controlados como os mesocosmos tem se mostrado fundamental, permitindo a simulação de condições naturais em grande escala para estudar as interações dentro de comunidades e ecossistemas. Estudos recentes têm demonstrado a sensibilidade de diferentes espécies de crustáceos decápodes a este pesticida, como observado em *Procambarus clarkii* e *Macrobrachium rosenbergii*, onde concentrações ambientalmente relevantes causaram alterações comportamentais e maior sensibilidade nos estágios iniciais de desenvolvimento (HUANG et al., 2021; ROSE; JOSEPH, 2020). No presente estudo, avaliamos os efeitos do Imidacloprid em *M. aff. brasiliense*, analisando sua massa, comprimento, sobrevivência e tolerância térmica máxima (CTMax). A avaliação do CTMax é particularmente relevante pois os neonicotinoides podem alterar significativamente os mecanismos de termorregulação através da inibição da acetilcolinesterase e do estresse oxidativo, afetando diretamente a capacidade dos organismos de responder a extremos térmicos (FU et al., 2021). Estudos em outras espécies demonstraram que a exposição a neonicotinoides pode reduzir a tolerância térmica em até 3°C, comprometendo significativamente a sobrevivência em condições de estresse térmico (BESTER et al., 2023).

Este estudo tem como objetivo analisar os efeitos do Imidacloprid sobre a sobrevivência, comportamento, crescimento e tolerância térmica máxima de *M. aff. brasiliense* por meio de experimentos em mesocosmos. Nossa hipótese é que a exposição ao Imidacloprid, mesmo em

concentrações subletais, afetará negativamente a sobrevivência, o comportamento locomotor e reduzirá a tolerância térmica máxima desta espécie. Os objetivos específicos são: (1) determinar os efeitos de diferentes concentrações de Imidacloprid (0.01, 0.1, 1 e 10 µg/L) na sobrevivência e crescimento; (2) avaliar alterações no comportamento locomotor em resposta à exposição ao pesticida; (3) determinar como a exposição ao Imidacloprid afeta a tolerância térmica máxima (CTMax); e (4) analisar possíveis efeitos sinérgicos entre o pesticida e as variáveis ambientais. Os resultados obtidos contribuirão para uma melhor compreensão dos impactos dos pesticidas nos ecossistemas aquáticos amazônicos, considerando que atualmente os limites regulatórios para Imidacloprid em águas superficiais variam globalmente, desde 0.0083 µg/L na Holanda até 1.05 µg/L nos Estados Unidos (RICO et al., 2018), enquanto o Equador ainda carece de normativas específicas para este contaminante.

5.4 Material e Métodos

Área de estudo

A área de estudo está localizada na Universidade Regional Amazônica Ikiam (18M 181303E; 9894991N), situada na região amazônica do nordeste do Equador, na cidade de Tena, província de Napo. Os camarões foram coletados em riachos afluentes do rio Napo, em altitudes que variam entre 580 e 700 metros acima do nível do mar, especificamente em áreas de baixo impacto antrópico localizadas na zona de amortecimento da Reserva Biológica Colonso Chalupas, adjacente à Universidade Ikiam, conforme previamente caracterizado por CAPPARELLI et al. (2021). Embora a região em geral tenha sido significativamente impactada pelo uso de pesticidas na agricultura intensiva, com estudos recentes detectando concentrações de Imidacloprid de até 3233 ng L⁻¹ em corpos d'água da região (CABRERA et al., 2023), os pontos de coleta foram estrategicamente selecionados em áreas preservadas. A temperatura ambiente oscila entre 22°C e 31°C, com uma temperatura média de 21,7°C e a precipitação anual média é de 3832 mm (WEATHER SPARK, 2024), sendo abril o mês mais chuvoso, com uma média de 180 mm de chuva. A maior umidade é registrada entre o final de setembro e início de junho, enquanto a estação mais seca vai do final de junho ao final de setembro (WEATHER SPARK, 2024).

Descrição da espécie modelo de estudo: *Macrobrachium aff. brasiliense*

O gênero *Macrobrachium* é caracterizado por seu rostro bem desenvolvido, comprimido e equipado com dentes ou denticulos visíveis nas espinhas antenal e hepática do cefalotórax (HOLTHUIS, 1952). Os espécimes utilizados neste estudo foram coletados nos rios Colonso, Pano, San Jacinto e Pashimbi, localizados nos arredores do campus da Universidade Regional Amazônica Ikiam, em Tena. Análises morfológicas e moleculares (Capítulo 1) indicam que estes espécimes representam uma espécie ainda não descrita (*Macrobrachium* sp1), com afinidades filogenéticas próximas a *M. brasiliense* e *M. veredensis*. Considerando esta proximidade filogenética, assume-se que *Macrobrachium* sp1 compartilha características morfológicas e ecológicas similares a estas espécies, como tamanho médio a grande, quelas longas e delgadas, hábitos noturnos e dieta onívora, alimentando-se de algas, detritos, pequenos invertebrados e material orgânico em decomposição (NOGUEIRA et al., 2020; CRUZ et al., 2021). Esta

espécie, assim como suas congêneres, provavelmente desempenha um papel crucial na cadeia trófica como predador e necrófago, contribuindo para o equilíbrio do ecossistema aquático (CRUZ et al., 2021). Para facilitar a compreensão no restante do texto, a partir de agora o objeto de estudo será denominado '*M. aff. brasiliense*'.

Experimento de mesocosmos

Um mesocosmo é um sistema experimental que simula as condições de um ecossistema natural em uma escala controlada, permitindo estudar efeitos ambientais e processos ecológicos (HURLBERT, 1984; MCINTYRE et al., 2000; STEWART et al., 2013). Neste estudo, foram utilizados mesocosmos cilíndricos de policloreto de vinila (diâmetro: 115 cm; altura: 108 cm) cobertos com tela de polisombra 60% para evitar o superaquecimento. Os mesocosmos foram preenchidos com 5 cm de sedimento coletado do rio Colonso e 400 litros de água de poço, previamente analisada para garantir a ausência de imidacloprid (Fig. 1, Apêndice 1.3). Cada mesocosmo foi enriquecido com duas cestas de seixos com folhas e duas armadilhas de pedra para amostragem de macroinvertebrados (Apêndice 1.3). A comunidade de macroinvertebrados foi composta por vinte e dois táxons, incluindo Ephemeroptera (*Callibaetis pictus*, *Terpides* sp., *Thraulodes* sp., *Caenis* sp.), Plecoptera (Anacroneuria), Odonata (*Pantala flavescens*, *Sympetrum* sp., *Anax longipes*, Gomphidae), Coleoptera (*Pseudodisersus* sp., *Heterelmis* sp., *Eubrianax* sp.), Diptera (*Chironomus* sp., *Podomus* sp., Culicidae), Trichoptera (*Diplectrona* sp.), Hemiptera (Notonectidae, Naucoridae, Corixidae), Megaloptera (*Corydalus* sp.), Gastropoda (*Pomacea* sp.) e Annelida (Hirudinea). A seleção das espécies foi baseada no nível trófico e relevância ecológica, com densidades populacionais equivalentes (entre 10 e 20 indivíduos por família) introduzidas em cada mesocosmo, seguindo os métodos descritos por RICO et al. (2018) e MERGA E VAN DEN BRINK (2021). Adicionalmente, larvas de Chironomidae e *Culex* spp., bem como outros insetos (por exemplo, Ephemeroptera, Odonata) colonizaram naturalmente os mesocosmos, principalmente através da deposição aérea de ovos. O fitoplâncton e zooplâncton foram coletados usando redes de 22 µm e 55 µm, respectivamente, em riachos e pequenas lagoas naturais da Reserva Biológica Colonso Chalupas. Foram realizados arrastos horizontais e aproximadamente 10 L de amostra concentrada foram coletados. A amostra concentrada foi adicionada aos mesocosmos introduzindo um

volume igual em cada um deles. Em seguida, a comunidade foi deixada para se estabelecer, acabando por ser dominada pelos táxons melhor adaptados às condições alimentares e ambientais dos sistemas teste.

Os mesocosmos foram mantidos por 4 semanas para permitir o estabelecimento das comunidades biológicas antes do início do experimento. Durante este período, 20% da água foi trocada entre os mesocosmos a cada duas semanas para homogeneizar a estrutura das comunidades aquáticas. Nitrogênio (1,4 mg/L de N, como NH_4NO_3) e fósforo (0,18 mg/L de P, como KH_2PO_4) foram adicionados aos mesocosmos a cada três semanas para estimular o crescimento do fitoplâncton. O desenho experimental incluiu 5 tratamentos com concentrações de imidacloprid (0 ou Controle, 0,01, 0,1, 1 e 10 $\mu\text{g/L}$) e 3 réplicas por tratamento, totalizando 15 mesocosmos distribuídos aleatoriamente (Fig. 1.3).

O imidacloprid (Pestanal, padrão analítico, pureza $\geq 98\%$, Sigma-Aldrich) foi preparado a partir de uma solução estoque de 250 mg/L em água Milli-Q. As aplicações foram realizadas semanalmente durante 5 semanas, começando em 5 de maio de 2023, com as soluções sendo vertidas sobre a coluna d'água e homogeneizadas. Para investigar os impactos em *M. aff. brasiliense*, foram utilizados 225 camarões, distribuídos em 15 indivíduos por tanque, com biomassa média padronizada de $0,657 \pm 0,018$ g por tanque ($n = 15$). Os camarões foram posicionados individualmente em frascos de plástico modificados e selados com malha de 1 mm, e transferidos para os tanques 7 dias antes da exposição ao contaminante. Devido à alta pluviosidade na região, semanalmente foram removidos 25 L de água de cada mesocosmo para manter o volume inicial e prevenir transbordamento.

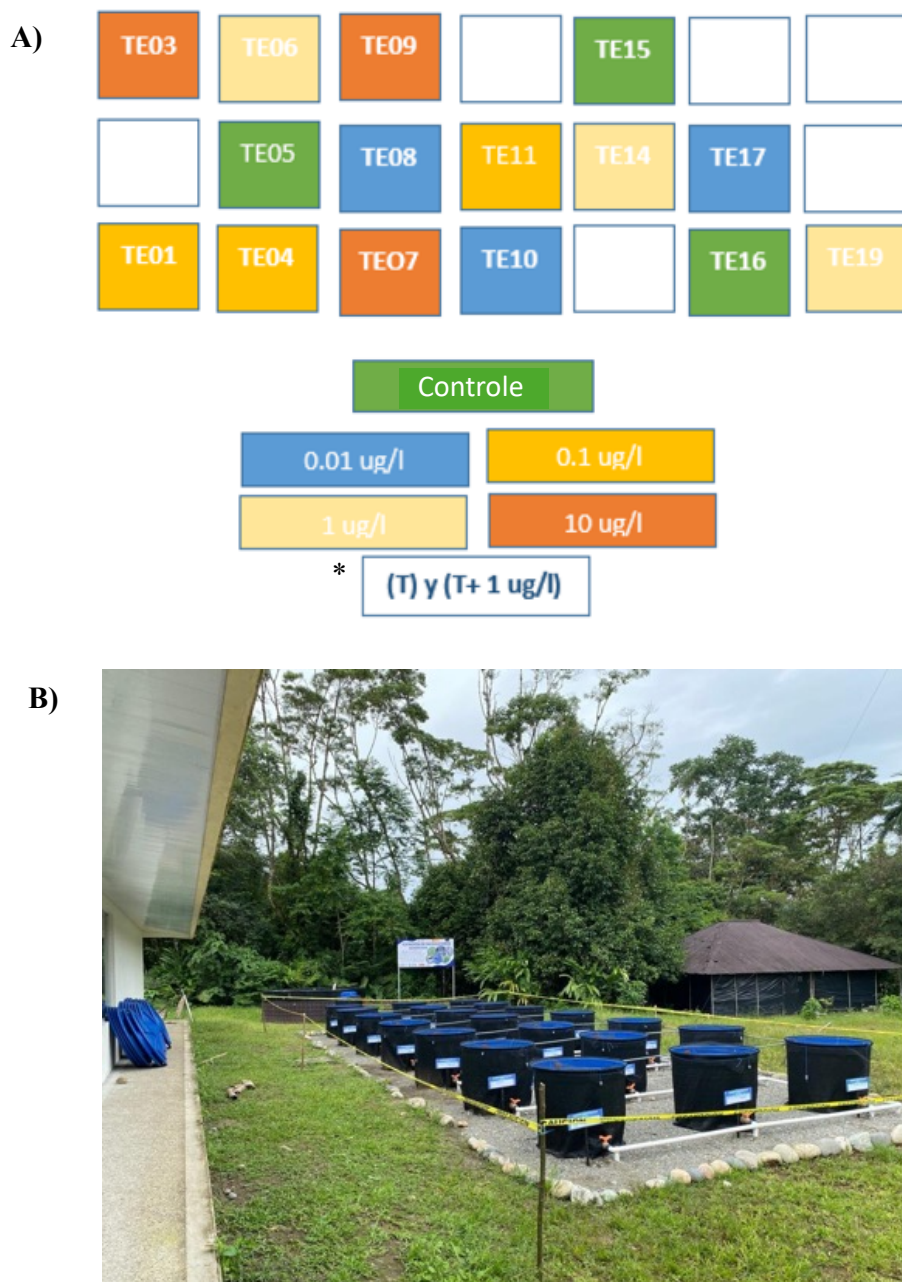


Figura 1.3 Modelo do desenho experimental. **A)** Localização aleatória dos tratamentos e **B)** fotografia da localização geral dos tanques. *Os tanques em branco correspondem a outro experimento de aumento de temperatura e uma concentração de 1 $\mu\text{g/L}$ de imidacloprid, que não fez parte deste estudo.

Monitoramento do experimento

O experimento foi realizado durante 28 dias, com monitoramento a cada 4 dias para avaliar a sobrevivência dos camarões. Os espécimes mortos e as medições de massa inicial e final dos camarões foram realizadas com uma balança eletrônica portátil (pocket scale digital 0.01 a 500 gramas-EHA701). Uma fotografia de cada camarão foi tirada no início e no final do experimento para medir seu comprimento com o software ImageJ (v.1.53t). O fator de condição (FC) foi calculado antes e após a exposição ao pesticida utilizando a equação de Fulton ($FC = W/L^3 \times 100$, onde W é o peso em gramas e L é o comprimento total em centímetros) para avaliar o estado nutricional dos camarões, conforme descrito por RICKER (1975). Na quarta semana (dia 28), os camarões sobreviventes foram pesados utilizando placas de Petri como suporte. Este procedimento foi realizado em um tempo máximo de 1 minuto por indivíduo. Posteriormente, 5 camarões de cada concentração foram selecionados aleatoriamente para serem submetidos a testes de tolerância térmica e observação do comportamento.

Parâmetros de qualidade de água

Os parâmetros físico-químicos da água, incluindo pH, temperatura (T), condutividade elétrica (CE), sólidos totais dissolvidos (STD) e oxigênio dissolvido (OD), foram medidos duas vezes ao dia (8h e 17h) nos dias -7, 0, 7, 14, 21 e 28 em relação à primeira aplicação do Imidacloprid. As medições foram realizadas utilizando um multiparâmetro WTW a uma profundidade de 30 cm. Amostras de água (500 mL) foram coletadas de cada mesocosmo para análise de amônio (NH_4^+), nitrato (NO_3^-), nitrito (NO_2^-), ortofosfato (PO_4^{3-}) e clorofila-a nos dias -7, 14 e 28 em relação à primeira aplicação. NH_4^+ , NO_3^- , NO_2^- e PO_4^{3-} foram analisados em laboratório utilizando um cromatógrafo iônico (Prominence Shimadzu, Japão) seguindo os protocolos de PFAFF (1996) e THOMAS et al. (2002). Para a análise de clorofila-a, 200 mL de água dos mesocosmos foram filtrados através de um filtro de fibra de vidro Whatman GF/C (malha: 0,45 μm) e medidos utilizando espectrofotômetro UV-VIS (UV-3600 PLUS Shimadzu, Japão), de acordo com APHA (2012).

Análise do Imidacloprid

As amostras de Imidacloprid das concentrações de 1 µg/L (pós-aplicação) e 10 µg/L foram analisadas diretamente por UPLC-Qtof/MS (Waters Model Xevo G2 QTOF), enquanto as amostras do controle e das concentrações de 0,01 µg/L, 0,1 µg/L e 1 µg/L (pré-aplicação) foram submetidas à extração em fase sólida (SPE). Para isto, cartuchos Oasis HLB (Waters, 6 cc, 200 mg) foram pré-condicionados com 6 mL de MeOH e 6 mL de água MilliQ. Os cartuchos foram lavados com 10 mL de água MilliQ e secos sob vácuo total (10 bar) por 5 minutos para eliminar água residual. Em seguida, 250 mL de cada amostra foram passados pelos cartuchos SPE e os analitos foram eluídos com 6 mL de metanol. Os extratos foram concentrados com nitrogênio por aproximadamente 2 horas, reconstituídos com 1 mL de acetonitrila:água (10:90, v/v) e homogeneizados em vórtex por 1 minuto. As amostras reconstituídas foram transferidas para frascos âmbar para análise no mesmo equipamento descrito anteriormente, seguindo os parâmetros operacionais e limites de detecção e quantificação estabelecidos na validação do método, conforme descrito em CABRERA et al. (2024).

Avaliação do comportamento

A avaliação do comportamento foi realizada através de gravação em vídeo durante 5 minutos, seguindo a metodologia de GARCÍA-DE LA PARRA et al. (2006) e as recomendações da AMERICAN SOCIETY FOR TESTING MATERIALS (ASTM 1994; 1995). Foram utilizados 5 indivíduos, cada um colocado individualmente em uma bandeja plástica transparente contendo 2 litros de água. Para minimizar o estresse de manuseio e permitir a aclimatação dos camarões ao ambiente experimental, foi estabelecido um período de adaptação de 5 minutos antes do início das gravações. Três variáveis comportamentais foram avaliadas: (a) tempo acumulado de movimento medido com um cronômetro, (b) frequência de início de movimentos usando um contador manual e (c) frequência de cruzamento da grade (folha tamanho A4 dividida em 4 partes) que foi colocado no fundo de um recipiente de plástico transparente para fazer as gravações de vídeo. Posteriormente, os vídeos das gravações foram analisados e, com auxílio de um cronômetro e um contador manual, foram realizadas as contagens dos tempos e movimentos.

Tolerância térmica máxima

Para avaliar a tolerância térmica, foram medidos os critérios térmicos máximos (CTmax) em 5 camarões de cada tratamento. O CTmax é um método dinâmico amplamente utilizado para determinar o limite térmico superior em espécies aquáticas, sendo particularmente relevante no contexto das mudanças climáticas globais (VINAGRE et al., 2015). Os camarões foram pesados e colocados individualmente em béqueres de 200 ml com 100 ml de água. Posteriormente, foram submetidos a um banho-maria, começando a 29°C (temperatura ambiente média da água dos tanques) e aumentando a temperatura a uma velocidade de 1°C/min, taxa que permite uma avaliação rápida e padronizada da tolerância térmica. O ponto crítico foi registrado quando o camarão perdeu sua postura vertical ou permaneceu inclinado em um ângulo de 90° por pelo menos 3 segundos, indicando perda do equilíbrio locomotor (LUTTERSCHMIDT; HUTCHISON, 1997). Esta metodologia é especialmente importante para espécies de água doce que podem experimentar variações térmicas significativas em seus habitats naturais.

Análise de variáveis ambientais

A influência das variáveis ambientais nos padrões de sobrevivência, comprimento, peso e fator de condição dos camarões foi avaliada através de Análise de Componentes Principais (PCA) e modelos lineares generalizados (GLM). Antes de realizar o PCA, avaliou-se se os dados das variáveis dependentes eram adequados para métodos de ordenação linear mediante a análise de correspondência sem tendência (DCA), conforme recomendado para esses casos (LEPŠ; ŠMILAUER, 2003). O PCA foi utilizado para reduzir a dimensionalidade das variáveis naquelas que representam a maior parte da variabilidade e calcular eixos ou dimensões (componentes principais), preservando a maior parte da variabilidade presente nos dados originais (JOLLIFFE, 2002). Previamente, as variáveis correlacionadas ($r \geq 0,7$) foram excluídas para reduzir a colinearidade. A análise PCA foi realizada sobre 10 variáveis ambientais transformadas em $\log_{10}(x+1)$ para cumprir certos requisitos de normalidade, linearidade, redução da influência de valores extremos e manejo de zeros nos dados (OSBORNE, 2013). A análise PCA foi realizada utilizando o pacote "vegan" no software R (versão 4.4.1, R Development Core Team, 2024).

O efeito das condições ambientais nos padrões de sobrevivência, comprimento, peso e fator de condição foi examinado mediante uma abordagem de modelagem linear generalizada (GLM). Onde foram incluídos 10 preditores ambientais como variáveis candidatas, após a eliminação das variáveis altamente correlacionadas ($r \geq 0,7$). Dependendo das variáveis de resposta, ajustaram-se modelos com estruturas diferentes. Utilizaram-se as distribuições Gamma (dados apresentam heterocedasticidade) e Binomial (variável binária: vivo/morto) segundo a natureza dos dados e suas dispersões; utilizaram-se modelos “quasi-Poisson” para respostas com superdispersão menor que 15 (ZUUR et al., 2009). Os modelos com melhor ajuste foram selecionados com base no menor valor do Critério de Informação de Akaike corrigido (AICc) para amostras pequenas. Para dados superdispersos, aplicaram-se métodos de quasi-verossimilhança para tamanhos de amostra pequenos (QAICc) (BURNHAM; ANDERSON, 2002). Foram avaliados três tipos de modelos: o melhor modelo, o modelo nulo (que inclui apenas o intercepto) e o modelo completo (que incorpora todas as variáveis ambientais). A seleção do modelo mais parcimonioso foi realizada utilizando o critério de informação de Akaike corrigido (QAICc). Os testes de dispersão, modelos binomiais negativos, modelos múltiplos e a inferência de modelos múltiplos foram realizados utilizando os pacotes “AER”, “MASS”, “glmulti” e “MuMIn”, respectivamente, em R (versão 4.4.1, R Development Core Team, 2024).

Análises estatísticas

Para análise de sobrevivência, o teste Log-Rank foi utilizado para comparar curvas de sobrevivência entre tratamentos, enquanto as curvas de Kaplan-Meier foram empregadas para visualizar a probabilidade de sobrevivência ao longo do tempo. A análise Probit foi aplicada para determinar a LC50 aos 28 dias. O teste de Qui-quadrado (χ^2) permitiu avaliar a associação entre variáveis categóricas. Para as análises morfométricas (comprimento e massa), os dados foram inicialmente submetidos ao teste de Shapiro-Wilk, que confirmou a distribuição não normal ($p < 0,05$). Conseqüentemente, aplicou-se o teste de Kruskal-Wallis para comparar as medianas entre tratamentos, seguido pelo teste post-hoc de Holm-Bonferroni para comparações múltiplas.

As análises comportamentais incluíram três variáveis: tempo acumulado de movimento, frequência de movimento e frequência de cruzamento. Os dados comportamentais foram analisados através do cálculo da EC50 para cada variável, seguido pelo teste post-hoc de Holm para comparações entre tratamentos.

Para avaliar a influência das variáveis ambientais nos padrões de sobrevivência, comprimento, massa e comportamento, foram utilizados Modelos Lineares Generalizados (GLM) e Análise de Componentes Principais (PCA). A significância dos parâmetros físico-químicos da água foi avaliada através de uma Análise de Variância Multivariada por Permutações (PERMANOVA) baseada no índice de dissimilaridade de Bray-Curtis com 999 permutações.

Todas as análises estatísticas foram realizadas utilizando o ambiente R (versão 4.4.1, R Development Core Team, 2024), com os pacotes 'survival' para análise de sobrevivência, 'vegan' para PERMANOVA e PCA, e 'stats' para testes não paramétricos.

5.5 Resultados

Análise do Imidacloprid e qualidade da água ao longo do tempo

Os parâmetros físico-químicos da água apresentaram variações ao longo do experimento, com diferenças entre os períodos matutino e vespertino. A condutividade elétrica (CE) mostrou uma tendência de aumento até o dia 21 nos tratamentos com maiores concentrações de imidacloprid (1 e 10 µg/L), com valores mais elevados durante a manhã. A concentração de 1 µg/L ($16,54 \pm 2,1$ µS/cm) foi significativamente diferente ($p < 0,05$) em relação ao controle ($15,41 \pm 2,63$ µS/cm) e aos tratamentos de 0,1 ($15,2 \pm 1,37$ µS/cm) e 10 µg/L ($15,45 \pm 2,31$ µS/cm).

O oxigênio dissolvido (OD) e sua saturação (%) apresentaram flutuações diárias, com valores mais baixos pela manhã e mais altos à tarde, e uma diminuição acentuada no dia 14 em todos os tratamentos. Diferenças significativas ($p < 0,05$) foram observadas entre os tratamentos de 0,1 µg/L ($8,36 \pm 0,73$ mg/L) e 1 µg/L ($8,36 \pm 0,87$ mg/L) em comparação com o controle ($7,76 \pm 0,91$ mg/L), indicando um incremento do OD em presença de imidacloprid. Os tratamentos de 0,01 µg/L ($8,22 \pm 0,82$ mg/L) e 10 µg/L ($8,06 \pm 0,6$ mg/L) não apresentaram diferenças significativas em relação ao controle.

Os sólidos totais dissolvidos (STD) seguiram um padrão similar à CE, com valores mais elevados nos tratamentos de maior concentração e durante o período matutino. O pH mostrou uma redução inicial em todos os tratamentos até o dia 14, sendo mais básico pela manhã (7,5-9,5) em comparação com a tarde (6,5-8,0), seguido de uma recuperação gradual. Todas as concentrações de imidacloprid mostraram valores de pH significativamente diferentes ($p < 0,05$) em relação ao controle ($7,65 \pm 0,91$), com os tratamentos apresentando médias de $8,1 \pm 0,47$ (0,01 µg/L), $8,14 \pm 0,43$ (0,1 µg/L), $8,26 \pm 0,6$ (1 µg/L) e $8,1 \pm 0,55$ (10 µg/L).

A temperatura apresentou um padrão de variação nictemeral característico, com valores mais baixos pela manhã (24-28°C) e mais elevados à tarde (20-24°C), e uma diminuição marcada no dia 14 em ambos os períodos, refletindo as condições ambientais do período experimental (Fig. 2.3).

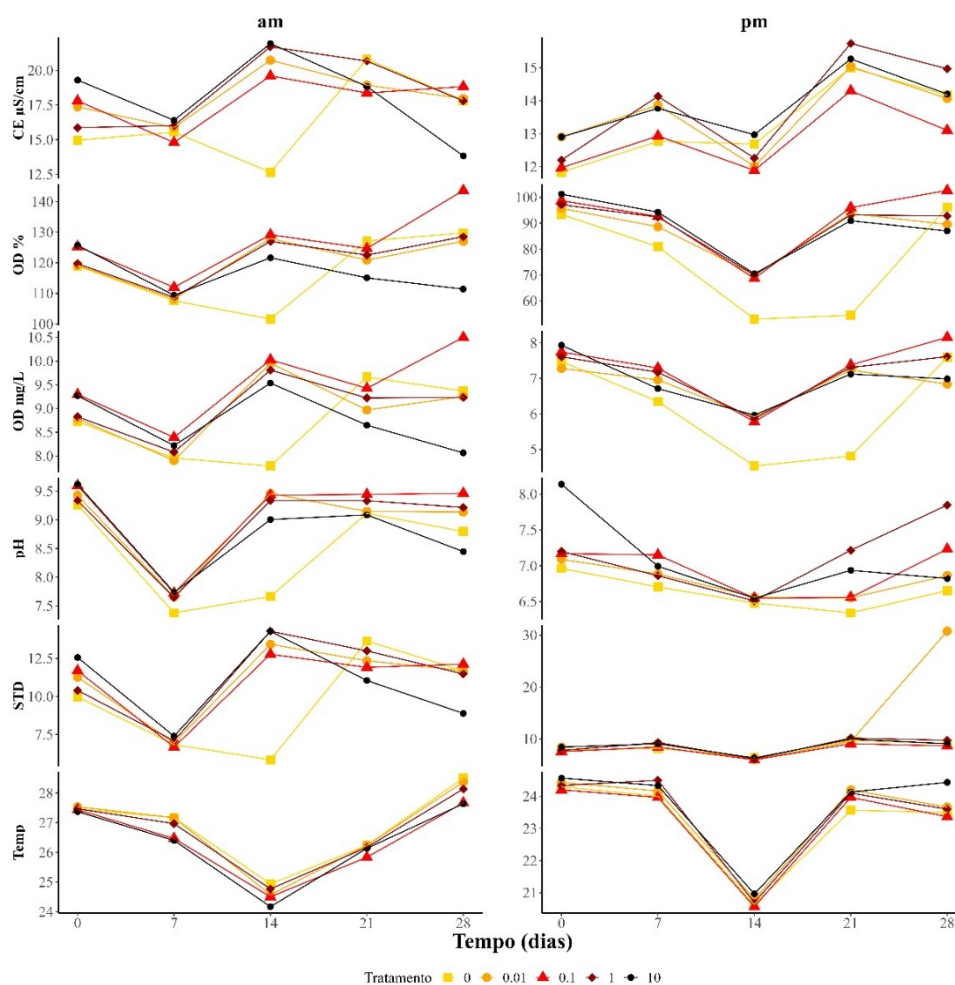


Figura 2.3 Variação temporal dos parâmetros físico-químicos da água nos mesocosmos expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 µg/L) durante 28 dias de experimento. Medições realizadas no período matutino (am) e vespertino (pm). CE: condutividade elétrica (µS/cm); OD: oxigênio dissolvido (mg/L); OD%: porcentagem de saturação de oxigênio dissolvido (%); STD: sólidos totais dissolvidos (mg/L); Temp: temperatura (°C).

As concentrações de imidacloprid nos mesocosmos apresentaram um padrão cíclico de diminuição e aumento ao longo do experimento, correspondendo às aplicações semanais do pesticida (Fig. 3.3). No tratamento de 0,01 µg/L, foram detectadas apenas três medições devido à proximidade com o limite de detecção do método analítico, sendo que os pontos sem conexão entre si na figura representam as datas em que não foi possível detectar o contaminante no mesocosmo. Para a concentração nominal de 0,1 µg/L, observou-se uma flutuação regular entre 0,02 e 0,12 µg/L após cada aplicação, com alguns períodos sem detecção do composto, evidenciados pelos pontos isolados no

gráfico. Nos tratamentos de 1 e 10 $\mu\text{g/L}$, as concentrações medidas foram mais próximas às nominais imediatamente após as aplicações, com reduções significativas antes da próxima dosagem. O cálculo das concentrações médias ponderadas pelo tempo (TWACs: Time-Weighted Average Concentration) revelou que a exposição real dos organismos foi menor que as concentrações nominais em todos os tratamentos (Apêndice 2.3). A taxa de dissipação (k) aumentou com a concentração do pesticida, variando de 0,1 d^{-1} no tratamento de 0,01 $\mu\text{g/L}$ até 0,3 d^{-1} nos tratamentos de 1 e 10 $\mu\text{g/L}$, resultando em tempos de meia-vida (DT50) entre 2,3 e 7,0 dias.

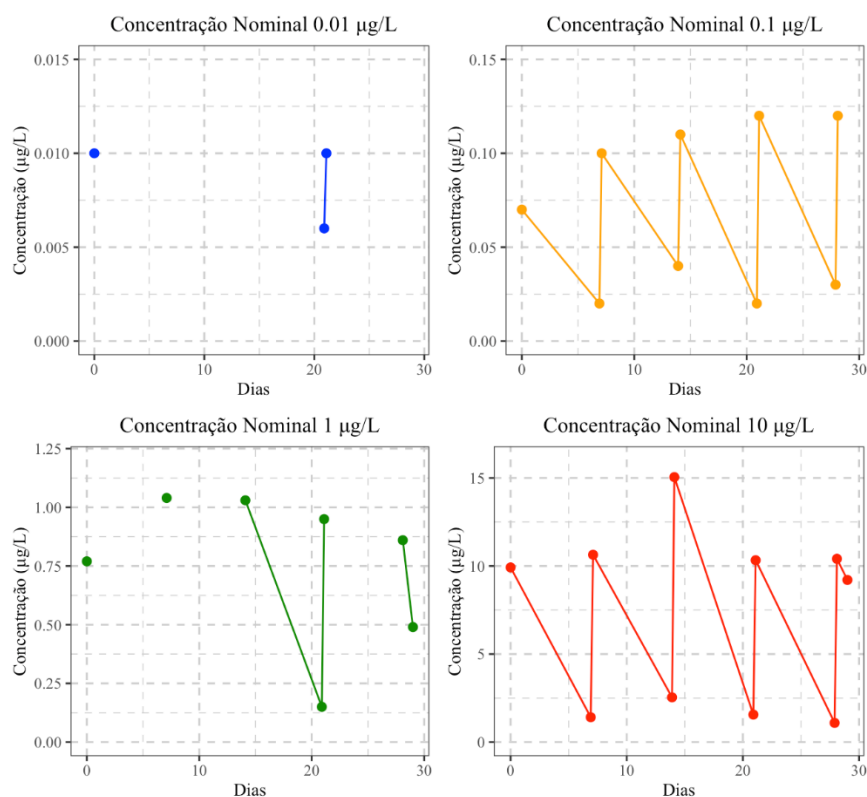


Figura 3.3 Variação temporal das concentrações de imidacloprid nos mesocosmos durante o período experimental de 28 dias. Os pontos representam as concentrações medidas antes e após as aplicações semanais do pesticida nas concentrações nominais de 0,01, 0,1, 1 e 10 $\mu\text{g/L}$. Pontos representam as medições realizadas e as linhas contínuas indicam a conectividade temporal entre pontos onde o contaminante foi detectado. A ausência de linhas entre pontos indica períodos sem detecção do composto. Note as diferentes escalas no eixo y para cada concentração nominal.

Análise da sobrevivência em diferentes concentrações de Imidacloprid

Durante os primeiros 16 dias, todos os tratamentos mantiveram taxas de sobrevivência relativamente altas ($\geq 90\%$) (Fig. 4.3A). Após este período, observou-se uma redução na probabilidade de sobrevivência, principalmente nos tratamentos de 0,01 e 0,1 $\mu\text{g/L}$, que atingiram as menores taxas ao final do experimento (27% e 25%, respectivamente). O tratamento de 10 $\mu\text{g/L}$ apresentou uma redução acentuada no dia 20 (78% de sobrevivência), estabilizando-se até o dia 24, e alcançando 67% de sobrevivência ao final do experimento, enquanto o tratamento de 1 $\mu\text{g/L}$ manteve a maior taxa de sobrevivência até o dia 24, diminuindo nos últimos quatro dias para 73% (Fig. 4.3A). A análise Probit dos dados de mortalidade aos 28 dias determinou uma concentração letal média (LC50) de $0,0148 \pm 0,017 \mu\text{g/L}$ (Apêndice 3). A análise estatística revelou diferenças significativas em relação ao controle para os tratamentos de 0,01 $\mu\text{g/L}$ (teste log-rank: $\chi^2 = 15,743$, $p < 0,001$), 0,1 $\mu\text{g/L}$ (teste log-rank: $\chi^2 = 4,856$, $p < 0,05$) e 1 $\mu\text{g/L}$ (teste log-rank: $\chi^2 = 4,479$, $p < 0,05$), com exceção do tratamento de 10 $\mu\text{g/L}$ que não apresentou diferença significativa. A taxa de mortalidade (Fig. 4.3B) indicou maior variabilidade na resposta populacional nas concentrações de 0,01 e 1 $\mu\text{g/L}$, com valores de qui-quadrado de 29,602 e 19,974, respectivamente.

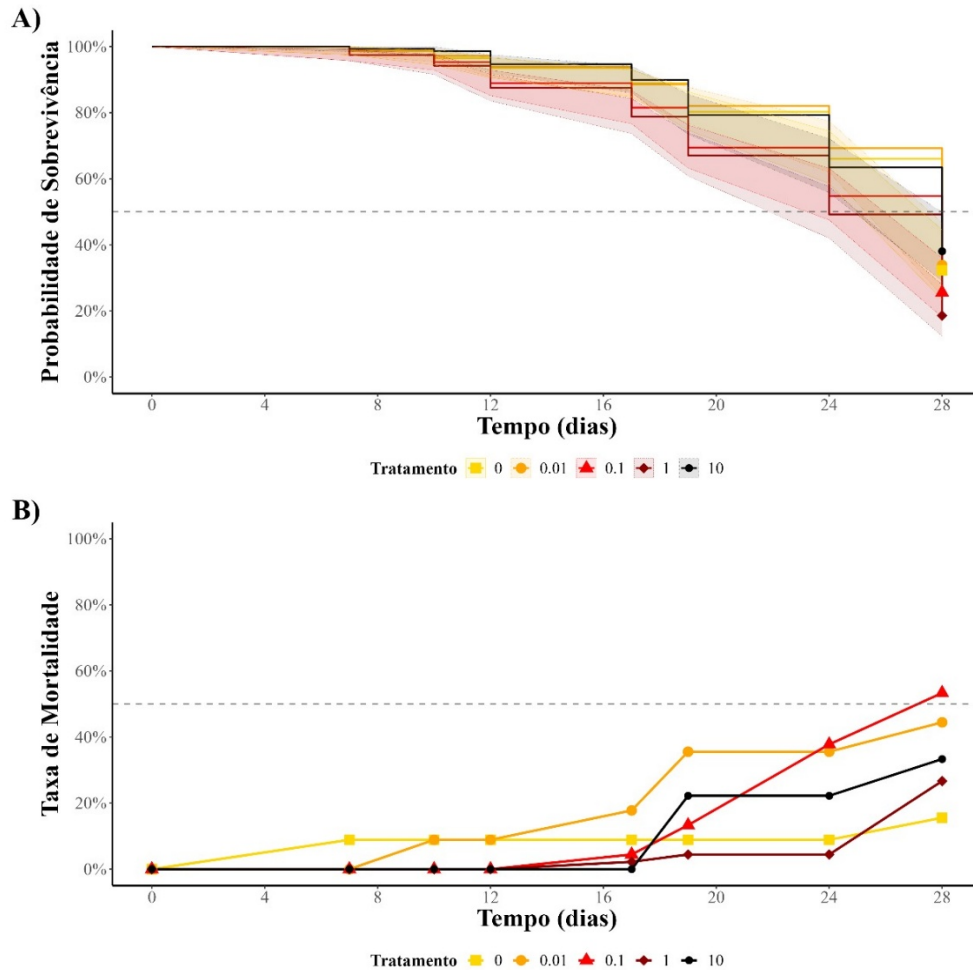


Figura 4.3 Efeitos do imidacloprid na sobrevivência de *Macrobrachium aff. brasiliense* durante 28 dias de exposição em mesocosmos. **A)** Curvas de Kaplan-Meier mostrando a probabilidade de sobrevivência ao longo do tempo para cada tratamento (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 µg/L), com intervalos de confiança de 95% (áreas sombreadas). A linha tracejada indica 50% de sobrevivência. **B)** Taxa de mortalidade acumulada ao longo do experimento para cada concentração testada. A linha tracejada indica 50% de mortalidade.

As comparações pareadas entre os tratamentos revelaram diferenças significativas na sobrevivência de *M. aff. brasiliense* donde as maiores diferenças foram observadas entre as concentrações intermediárias (0,01 vs. 1 µg/L e 0,1 vs. 1 µg/L), ambas com $\chi^2 = 36,759$ ($p \approx 0$) (Tabela 1.3). O controle apresentou diferenças significativas quando comparado com os tratamentos de 0,01 µg/L ($\chi^2 = 15,743$, $p \approx 0$), 0,1 µg/L ($\chi^2 = 4,856$, $p = 0,028$) e 1 µg/L ($\chi^2 = 4,480$, $p = 0,034$), mas não mostrou diferença significativa em relação ao tratamento de 10 µg/L ($\chi^2 = 0,271$, $p = 0,603$). As comparações

entre as concentrações mais altas (1 e 10 µg/L) com as concentrações intermediárias (0,01 e 0,1 µg/L) também apresentaram diferenças significativas ($\chi^2 = 13,061$, $p \approx 0$).

Tabela 1.3 Análise cruzada de sobrevivência através do teste de Qui-quadrado para comparar os efeitos de diferentes concentrações de imidacloprid em *Macrobrachium aff. brasiliense*.

Tratamento	Gl	χ^2	p-valor
0 - 0,01	1	15,743	≈ 0
0 - 0,1	1	4,856	0,028
0 - 1	1	4,48	0,034
0 - 10	1	0,271	0,603
0,01 - 0,1	1	4,11	0,043
0,01 - 1	1	36,759	≈ 0
0,01 - 10	1	13,061	≈ 0
0,1 - 1	1	36,759	≈ 0
0,1 - 10	1	13,061	≈ 0
1 - 10	1	13,061	≈ 0

Nota: graus de liberdade (Gl), Qui-quadrado (χ^2) e valor p (p-valor).

Efeito das concentrações de Imidacloprid na variação de comprimento, biomassa e o fator de condição de *Macrobrachium aff. brasiliense*

Variação do comprimento e peso

Os dados de comprimento e massa foram inicialmente submetidos ao teste de Shapiro-Wilk, que revelou uma distribuição não normal ($p < 0,05$), direcionando a análise para testes não paramétricos. A variação no comprimento de *M. aff. brasiliense* apresentou diferentes padrões de resposta entre os

tratamentos ao longo do experimento (Fig. 5.3A). O teste de Kruskal-Wallis não identificou diferenças significativas entre os tratamentos e o controle ($\chi^2 = 5,214$, $df = 4$, $p = 0,27$). Os tratamentos controle e 0,01 $\mu\text{g/L}$ apresentaram menor variabilidade nos dados, com valores próximos à mediana, enquanto as concentrações de 0,1, 1 e 10 $\mu\text{g/L}$ mostraram maior dispersão nos valores, com tendência a desvios negativos nas concentrações mais elevadas. A análise post-hoc de Holm-Bonferroni confirmou a ausência de diferenças significativas entre os tratamentos ($p > 0,05$), com a maior distância observada entre o controle e o tratamento de 1 $\mu\text{g/L}$ (Dist = 2,15, $p = 0,155$) (Tabela 2.3A). A variação na massa dos organismos também apresentou distribuição não normal (teste de Shapiro-Wilk, $p < 0,05$) e mostrou padrões distintos entre os tratamentos (Fig. 5.3B). Os tratamentos controle e 0,01 $\mu\text{g/L}$ mantiveram valores próximos à mediana, com leve tendência negativa. As concentrações intermediárias (0,1 e 1 $\mu\text{g/L}$) apresentaram maior variabilidade nos dados e tendência mais acentuada à perda de massa, enquanto o tratamento de 10 $\mu\text{g/L}$ mostrou uma distribuição mais ampla dos valores, com menor tendência à redução de massa em comparação com as concentrações intermediárias. O teste post-hoc de Holm-Bonferroni não detectou diferenças significativas entre os tratamentos ($p > 0,05$), sendo a maior distância observada entre os tratamentos de 0,01 e 1 $\mu\text{g/L}$ (Dist = 1,843, $p = 0,326$) (Tabela 2.3B).

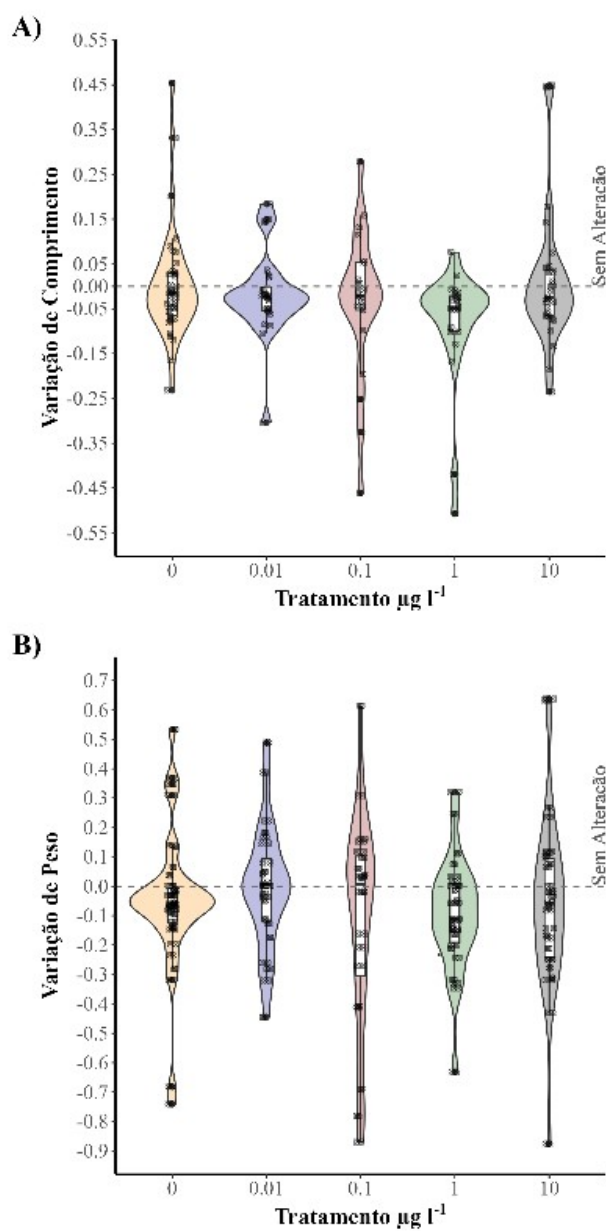


Figura 5.3 Variação no comprimento (A) e massa (B) de *M. aff. brasiliense* expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 µg/L) durante 28 dias. A linha pontilhada representa ausência de variação. Os gráficos de violino mostram a distribuição dos dados, com a mediana (linha horizontal central), quartis (caixas) e valores individuais (pontos).

Tabela 2.3 Resultados do teste post-hoc de Holm-Bonferroni para as comparações múltiplas entre tratamentos na variação do comprimento (**A**) e massa (**B**) de *M. aff. brasiliense* expostos a diferentes concentrações de imidacloprid. Dist: distância entre médias dos ranks; p: valor de significância ajustado.

<i>A) Holm-Bonferroni Posthoc (comprimento)</i>					
Tratamiento	Distância e valor p	0	0.01	0.1	1
0.01	Dist	0.546			
	p	1	-	-	-
0.1	Dist	0.269	-0.23		
	p	1	1	-	-
1	Dist	2.15	1.477	1.653	
	p	0.155	0.488	0.392	-
10	Dist	0.201	-0.33	-0.08	-1.848
	p	1	1	0.46	0.29
<i>B) Holm-Bonferroni Posthoc (massa)</i>					
Tratamiento	Distância e valor p	0	0.01	0.1	1
0.01	Dist	-1.266			
	p	0.9237	-	-	-
0.1	Dist	0.036	1.138		
	p	0.4856	1	-	-
1	Dist	0.87	1.843	1.653	
	p	1	0.326	0.908	-
10	Dist	-0.053	1.128	-0.08	-0.864
	p	0.957	0.906	1	0.968

Fator de condição

O Fator de Condição (FC) dos camarões expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0 a 10 µg/L) foi analisado comparando os períodos inicial e final do experimento (Fig. 6.3). Os valores de FC mantiveram-se predominantemente entre 0,001 e 0,004, com valores atípicos alcançando até 0,012 em todas as concentrações testadas. A análise estatística, utilizando o teste de Kruskal-Wallis após confirmação da não normalidade dos dados pelo teste de Shapiro-Wilk, não revelou diferenças significativas entre os tratamentos ($p = 0,4334$). As medianas apresentaram-se similares tanto entre as

diferentes concentrações quanto entre os tempos inicial e final. A correlação entre o FC e a taxa de sobrevivência mostrou-se negativa e fraca ($\rho = -0,3$), não sendo estatisticamente significativa ($p = 0,6833$) (Fig. 6.3).

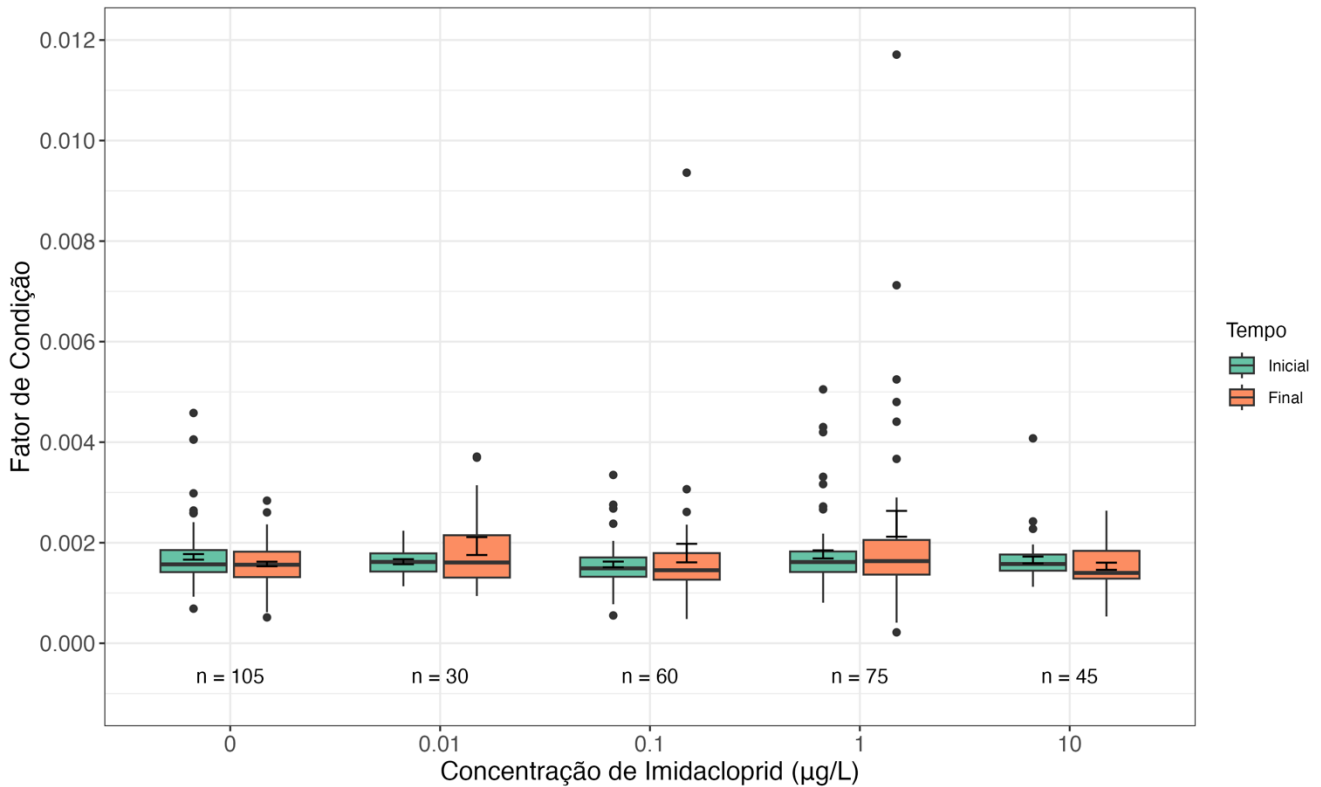


Figura 6.3 Fator de Condição (FC) de *M. aff. brasiliense* expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0; 0,01; 0,1; 1; 10 µg/L) durante quatro semanas de experimento. As caixas representam o intervalo interquartil, a linha horizontal indica a mediana, as barras de erro indicam o erro padrão e os pontos representam valores atípicos. n = número de indivíduos por tratamento.

Impacto do Imidacloprid em parâmetros comportamentais de *Macrobrachium. aff. brasiliense*

O comportamento de *M. aff. brasiliense* apresentou variações distintas entre os tratamentos donde o tempo acumulado em movimento (Fig. 7.3A) mostrou maior variabilidade nos tratamentos controle e 0,01 µg/L, com medianas próximas a 60 segundos, enquanto nas concentrações mais elevadas (1 e 10 µg/L) observou-se uma redução na variabilidade e nos valores medianos. A análise de EC50 para esta

variável foi de $0,1487 \pm 0,0268 \mu\text{g/L}$ (Apêndice 4.3). A frequência de movimento (Fig. 7.3B) apresentou um padrão similar, com maior dispersão nos dados do controle e diminuição progressiva tanto na variabilidade quanto nos valores medianos conforme o aumento da concentração do pesticida, com EC50 de $0,0041 \pm 0,0159 \mu\text{g/L}$. A frequência de cruzamento (Fig. 7.3C) exibiu a maior variabilidade no tratamento controle, com mediana próxima a 8 cruzamentos por 2 minutos, seguida de uma redução consistente na dispersão e nos valores medianos nos tratamentos com imidacloprid, atingindo os menores valores nas concentrações de 1 e 10 $\mu\text{g/L}$, apresentando o menor EC50 entre as variáveis comportamentais ($0,0014 \pm 0,0014 \mu\text{g/L}$). Estes resultados indicam que a frequência de cruzamento foi o parâmetro comportamental mais sensível ao imidacloprid, seguido pela frequência de movimento e tempo acumulado em movimento.

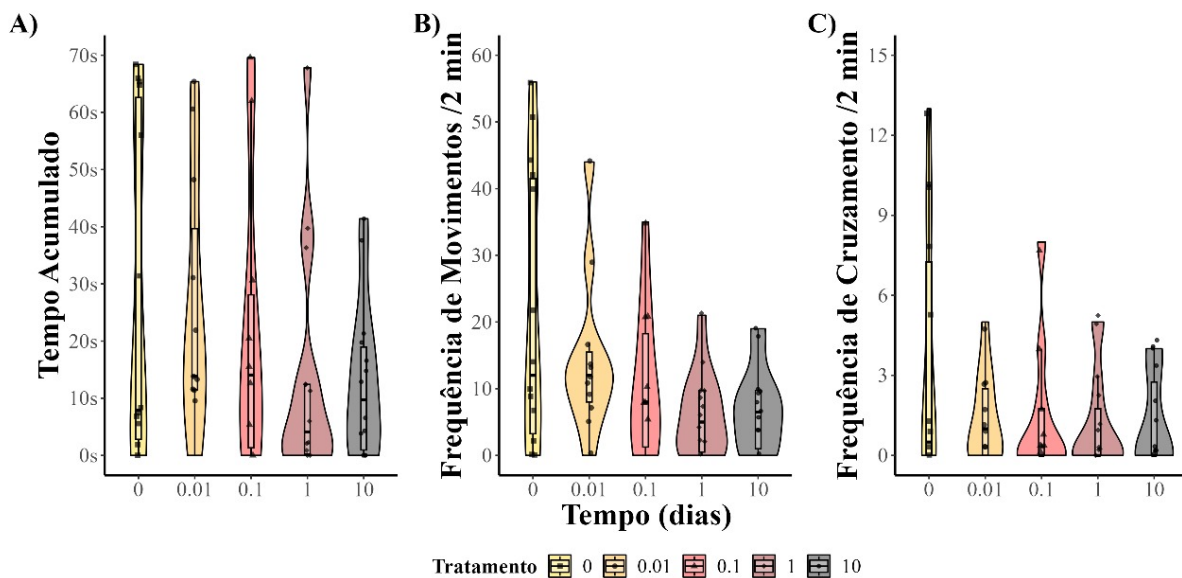


Figura 7.3 Respostas comportamentais de *M. aff. brasiliense* expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 $\mu\text{g/L}$). **A)** Tempo acumulado em movimento (segundos), **B)** Frequência de movimento por 2 minutos, e **C)** Frequência de cruzamento por 2 minutos. Os gráficos de violino mostram a distribuição dos dados, com a mediana (linha horizontal central), quartis (caixas) e valores individuais (pontos).

A análise post-hoc de Holm para os parâmetros comportamentais de *M. aff. brasiliense* não revelou diferenças significativas entre os tratamentos (Tabela 3.3). Para o tempo acumulado em movimento (Tabela 3.3A), a maior distância foi observada entre os tratamentos de 0,01 e 1 µg/L (Dist = 1,798, p = 0,36), seguida pela diferença entre o controle e 1 µg/L (Dist = 1,219, p = 0,89). Na frequência de movimento (Tabela 3.3B), as maiores distâncias foram registradas entre o controle e as concentrações de 1 µg/L (Dist = 2,031, p = 0,21) e 10 µg/L (Dist = 1,84, p = 0,26). O cruzamento de malha (Tabela 3.3C) apresentou as menores distâncias entre tratamentos, com valores máximos entre o controle e as concentrações de 1 µg/L (Dist = 0,883, p = 1) e 0,1 µg/L (Dist = 0,836, p = 1), sem diferenças significativas entre quaisquer tratamentos.

Tabela 3.3 Resultados do teste post-hoc de Holm para as comparações múltiplas entre tratamentos nos parâmetros comportamentais de *M. aff. brasiliense*. **A)** tempo acumulado em movimento, **B)** frequência de movimento e **C)** frequência de cruzamento de malha. Dist: distância entre médias dos ranks; p: valor de significância ajustado.

A) Tempo acumulado em movimento					
Tratamento	Distância e valor p	0	0,01	0,1	1
0,01	Dist	0,654	-	-	-
	p	1	-	-	-
0,1	Dist	0,226	0,818	-	-
	p	0,41	1	-	-
1	Dist	1,219	1,798	0,886	-
	p	0,89	0,36	1	-
10	Dist	0,856	1,457	0,555	-0,363
	p	1	0,651	0,868	0,7154
B) Frequência de movimento					
Tratamento	Distância e valor p	0	0,01	0,1	1
0,01	Dist	-0,0894	-	-	-
	p	0,464	-	-	-
0,1	Dist	1,058	1,085	-	-
	p	0,724	0,833	-	-
1	Dist	2,031	1,994	0,795	-
	p	0,21	0,207	0,852	-
10	Dist	1,84	1,8194	0,625	-0,187
	p	0,26	0,24	0,797	0,851
C) Cruzamento da malha					
Tratamento	Distância e valor p	0	0,01	0,1	1
0,01	Dist	0,423	-	-	-
	p	1	-	-	-
0,1	Dist	0,836	0,4	-	-
	p	1	1	-	-
1	Dist	0,883	0,404	-0,03	-
	p	1	1	0,487	-
10	Dist	0,81	-0,092	-0,09	-0,067
	p	1	1	1	1

Impacto do Imidacloprid na tolerância térmica máxima (CTMax) de *Macrobrachium aff. brasiliense*

Na tolerância térmica máxima de *M. aff. brasiliense* o grupo controle apresentou uma média de $38,8 \pm 0,71^{\circ}\text{C}$, com valores variando entre $37,4^{\circ}\text{C}$ e 40°C (Fig. 8.3). Nos tratamentos com 0,01 e 0,1 $\mu\text{g/L}$, observou-se uma redução nas médias ($38,0 \pm 0,69^{\circ}\text{C}$ e $38,2 \pm 0,83^{\circ}\text{C}$, respectivamente) e nos valores máximos ($39,3^{\circ}\text{C}$ e $39,2^{\circ}\text{C}$). Em contraste, nas concentrações mais elevadas de 1 e 10 $\mu\text{g/L}$, registrou-se um aumento nas médias ($39,1 \pm 0,33^{\circ}\text{C}$ e $39,4 \pm 0,33^{\circ}\text{C}$) com redução na variabilidade dos dados, como evidenciado pelos menores desvios padrão (Tabela 4.3). Os valores mínimos de tolerância térmica aumentaram progressivamente nas maiores concentrações, partindo de $37,4^{\circ}\text{C}$ no controle até $38,9^{\circ}\text{C}$ no tratamento de 10 $\mu\text{g/L}$, enquanto os valores máximos permaneceram próximos a 40°C em todos os tratamentos, exceto nas concentrações intermediárias. O teste post-hoc de Holm revelou diferenças significativas entre o tratamento de 0,01 $\mu\text{g/L}$ e o controle ($p = 0,039$), entre 0,01 $\mu\text{g/L}$ e as concentrações de 1 $\mu\text{g/L}$ ($p = 0,002$) e 10 $\mu\text{g/L}$ ($p < 0,001$), e entre 0,1 $\mu\text{g/L}$ e 10 $\mu\text{g/L}$ ($p = 0,006$) (Tabela 5.3).

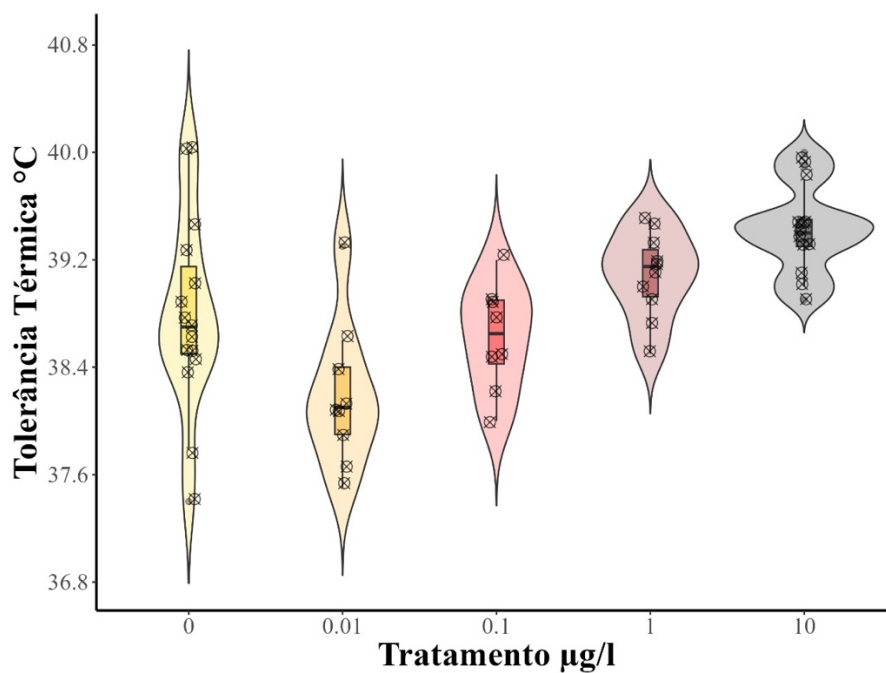


Figura 8.3 Tolerância térmica máxima de *M. aff. brasiliense* expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 µg/L). Os gráficos de violino mostram a distribuição dos dados, com a mediana (linha horizontal central), quartis (caixas) e valores individuais (pontos).

Tabela 4.3 Estatística descritiva da tolerância térmica máxima (°C) de *M. aff. brasiliense* expostos a diferentes concentrações de imidacloprid. N: número de indivíduos; Min: valor mínimo; Max: valor máximo; DP: desvio padrão.

Tratamento	N	Min	Max	Média	DP
Controle	15	37,4	40	38,8	0,71
0,01 µg/L	10	36,7	39,3	38	0,69
0,1 µg/L	11	36,8	39,2	38,2	0,83
1 µg/L	10	38,5	39,5	39,1	0,33
10 µg/L	13	38,9	40	39,4	0,33

Tabela 5.3 Resultados do teste post-hoc de Holm para comparações múltiplas da tolerância térmica máxima entre tratamentos com diferentes concentrações de imidacloprid. Valores em negrito indicam diferenças significativas ($p < 0,05$).

Post-Hoc	Tratamento	0	0,01	0,1	1
Holm	0,01	0,039	-	-	-
	0,1	0,45	-	-	-
	1	0,344	0,002	-	-
	10	0,011	7,10E-06	0,006	0,344

Efeito das variáveis ambientais

Modelos Lineares Generalizados (GLM)

Os modelos lineares generalizados (GLM) para a massa, o modelo melhor incluiu temperatura (T), pH e concentrações de nitrito (NO₂) e nitrato (NO₃), com QAICc de 51,16, valor próximo ao modelo nulo (51,97) (Tabela 6.3). O modelo completo apresentou QAICc mais elevado (63,75), indicando sobreajuste. Para o comprimento, o modelo melhor incorporou principalmente as concentrações de nitrito (NO₂) e fosfato (PO₄), com QAICc de 145,35, ligeiramente superior ao modelo nulo (139,79), sugerindo influência limitada das variáveis ambientais. A sobrevivência foi melhor explicada por um modelo que incluiu amônio (NH₄), nitrito (NO₂) e pH, com QAICc de 466,29, inferior ao modelo nulo (472,17), indicando a importância dessas variáveis na sobrevivência dos organismos. As distribuições Gamma (massa e comprimento) e Binomial (sobrevivência) foram apropriadas para modelar os dados (Tabela 6.3).

Tabela 6.3 Resultados dos modelos lineares generalizados (GLM) para massa, comprimento e sobrevivência de *M. aff. brasiliense* em função das variáveis ambientais. Int: intercepto; T: temperatura; CE: condutividade elétrica; STD: sólidos totais dissolvidos; OD: oxigênio dissolvido; CF: clorofila; NH4: amônio; NO2: nitrito; NO3: nitrato; PO: fosfato; Df: graus de liberdade; logLik: log-verossimilhança; QAICc: critério de informação de Akaike corrigido; ΔQAICc: diferença do QAICc em relação ao modelo nulo.

Variável dependente	Modelo	Equação	Df	logLik	QAICc	ΔQAICc	Distribuição
Massa	MELHOR	$\text{Int}(1.22)+T(0.017)+\text{pH}(-0.08)+\text{CE}(-0.017)+\text{NO}_2-(4.931)+\text{NO}_3(-0.394)$	6	-19.23	51.16	-0.81	Gamma
Massa	NULO	$\text{Int}(0.656)$	1	-24.97	51.97	0.00	Gamma
Massa	COMPLETO	$\text{Int}(1.047)+C(-0.003)+T(0.016)+\text{pH}(-0.061)+\text{STD}(0.001)+\text{CE}(-0.016)+\text{OD}(-0.005)+\text{CF}(0)+\text{NH}_4+(-0.221)+\text{NO}_2-(3.252)+\text{NO}_3(-0.276)+\text{PO}(0.627)$	12	-18.50	63.75	11.78	Gamma
Comprimento	MELHOR	$\text{Int}(0.066)+\text{pH}(0.064)+\text{CE}(0.005)+\text{OD}(-0.026)+\text{NO}_2-(3.263)+\text{NO}_3(0.184)+\text{PO}(0.224)$	7	80.13	-145.35	-5.57	Gamma
Comprimento	NULO	$\text{Int}(0.504)$	1	70.91	-139.79	0.00	Gamma
Comprimento	COMPLETO	$\text{Int}(-0.077)+C(0)+T(0.001)+\text{pH}(0.077)+\text{STD}(0)+\text{CE}(0.008)+\text{OD}(-0.028)+\text{CF}(0.002)+\text{NH}_4+(0.183)+\text{NO}_2-(2.755)+\text{NO}_3(0.188)+\text{PO}(0.221)$	12	80.58	-134.57	5.22	Gamma
Sobrevivência	MELHOR	$\text{Int}(-4.565)+\text{Time}(0.158)+T(-0.623)+\text{pH}(1.974)+\text{STD}(-0.059)+\text{NH}_4+(3.871)+\text{NO}_2-(21.572)+C(0.199)$	8	-224.98	466.29	414.33	Binomial
Sobrevivência	NULO	$\text{Int}(0.725)$	1	-710.40	472.17	0.00	Binomial
Sobrevivência	COMPLETO	$\text{Int}(-4.433)+\text{Time}(0.159)+T(-0.582)+\text{pH}(1.632)+\text{STD}(-0.058)+\text{CE}(-0.02)+\text{OD}(0.198)+\text{CF}(0.011)+\text{NH}_4+(3.944)+\text{NO}_2-(23.164)+C(0.196)$	1	-224.78	472.17	420.20	Binomial

Análise de Componentes Principais (PCA)

Na análise de componentes principais (PCA) dos mesocosmos, os dois primeiros eixos explicaram 67,98% da variância total (PC1: 40,22%; PC2: 27,75%) (Fig. 9.3). As variáveis ambientais apresentaram contribuições significativas ($p < 0,001$), com CE mostrando a maior contribuição ($r^2 = 0,9361$), seguida por pH ($r^2 = 0,8998$), fosfato ($r^2 = 0,8647$), OD ($r^2 = 0,8143$), sobrevivência ($r^2 = 0,8141$), amônio ($r^2 = 0,8103$), temperatura ($r^2 = 0,6067$) e clorofila ($r^2 = 0,3557$). O amônio apresentou correlação negativa forte com OD (-0,87) e pH (-0,79), e correlação positiva moderada com fosfato (0,49). Os tratamentos com concentrações mais elevadas de imidacloprid (10 $\mu\text{g/L}$) mostraram-se associados a valores mais baixos de OD e pH, enquanto as concentrações mais baixas (0 e 0,01 $\mu\text{g/L}$) apresentaram maior associação com amônio. Em relação às variáveis bióticas, a sobrevivência mostrou-se como um parâmetro significativo, apresentando correlação negativa forte com CE (-0,86) e associação positiva com as concentrações mais baixas de imidacloprid. O Fator de Condição (FC) não apresentou significância estatística ($r^2 = 0,0161$, $p = 0,466$) nem correlações importantes com as variáveis ambientais, sugerindo baixa influência na variabilidade do sistema. A análise de permutação (999 permutações) confirmou a significância das variáveis ambientais ($p < 0,001$), com exceção do FC ($p = 0,476$), demonstrando que a temperatura apresentou forte correlação positiva com pH (0,67) e CE (0,52), enquanto a clorofila mostrou correlação negativa com a temperatura (-0,57) e positiva com o fosfato (0,26).

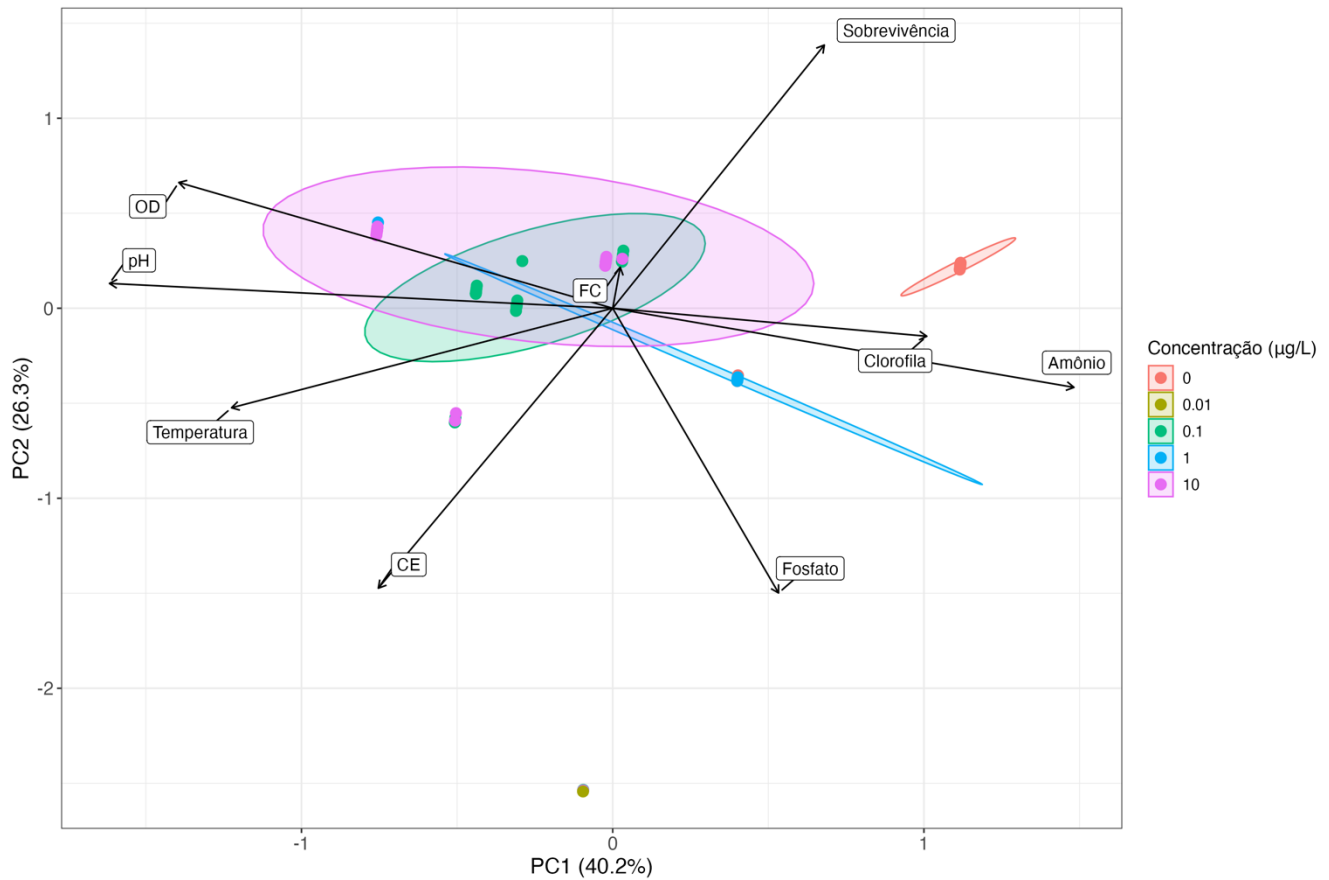


Figura 9.3 Análise de Componentes Principais (PCA) dos parâmetros ambientais e biológicos em mesocosmos expostos a diferentes concentrações de imidacloprid (0, 0,01, 0,1, 1 e 10 $\mu\text{g/L}$). Vetores indicam a direção e magnitude da correlação das variáveis ambientais e biológicas (OD: oxigênio dissolvido; CE: condutividade elétrica; FC: fator de condição). Elipses representam o agrupamento dos tratamentos com 95% de confiança. Os dois primeiros eixos explicam 66,8% da variação total (PC1: 40,2%; PC2: 26,3%).

5.6 Discussão

Este estudo demonstrou que o imidacloprid afeta significativamente a sobrevivência de *M. aff. brasiliense* em concentrações entre 0,01–1 µg/L, enquanto seu comportamento e tolerância térmica foram impactados em todas as concentrações testadas (0,01–10 µg/L) em mesocosmos amazônicos. A sensibilidade da espécie foi evidenciada pela LC50 de $0,0148 \pm 0,017$ µg/L após 28 dias, valor 15× menor que o reportado para *Panaeus monodon* (LC50 = 408 µg/L) e 1.300× inferior ao de espécies de água doce temperadas como *Asellus aquaticus* (LC50 = 20,3 µg/L) (COLLINS, 2010). Esta sensibilidade aproxima-se à de insetos aquáticos tropicais como *Cloeon dipterum* (LC50 = 0,195 µg/L), porém com uma diferença crucial: em *M. aff. brasiliense*, concentrações elevadas (10 µg/L) não reduziram significativamente a sobrevivência, possivelmente devido à rápida dissipação do composto ou mecanismos de tolerância induzida (RIVERA-PÉREZ et al., 2024). A vulnerabilidade a baixas concentrações (0,01–0,1 µg/L) está alinhada com estudos que associam condições tropicais (temperaturas >24°C) à amplificação dos efeitos toxicológicos, via aumento da biodisponibilidade do pesticida e elevação das taxas metabólicas (MERGA; VAN DEN BRINK, 2021). Contudo, a ausência de efeito letal em 10 µg/L ressalta a complexidade da resposta dose-dependente em ambientes dinâmicos, onde fatores como fotodegradação e interações com matéria orgânica podem modular a toxicidade.

O padrão não monotônico de toxicidade observado em *M. aff. brasiliense*, onde as concentrações mais baixas (0,01 e 0,1 µg/L) causaram maior mortalidade que as mais altas (1 e 10 µg/L), pode estar relacionado às condições ambientais específicas da região amazônica. A rápida dissipação do imidacloprid observada em nosso estudo (DT50 = $4,0 \pm 1,9$ dias) foi consideravelmente menor que em regiões temperadas como Canadá (DT50 = 36,2 dias), Holanda (DT50 = 28,6 dias) e Estados Unidos (DT50 = 30,1 dias) (Apêndice 5.3). Esta rápida degradação, característica de ambientes tropicais com alta radiação solar e temperatura, pode ter resultado em pulsos intermitentes de exposição que, combinados com as alterações nas variáveis ambientais, contribuíram para o padrão de mortalidade observado. As análises de componentes principais revelaram que as concentrações mais baixas de imidacloprid estavam associadas a níveis mais elevados de amônio ($r^2 = 0,8103$, $p < 0,001$) e fosfato ($r^2 = 0,8647$, $p < 0,001$), enquanto as concentrações mais altas se relacionaram com menores valores de oxigênio dissolvido ($r^2 = 0,8143$, $p < 0,001$) e pH ($r^2 = 0,8998$, $p < 0,001$). Estas interações complexas

entre o pesticida e as variáveis ambientais podem explicar a maior mortalidade nas concentrações mais baixas, um fenômeno também observado por CABRERA et al. (2024) em comunidades de invertebrados aquáticos na mesma região.

As alterações comportamentais observadas em *M. aff. brasiliense* demonstraram uma clara relação concentração-resposta, com os endpoints comportamentais apresentando maior sensibilidade que a mortalidade. A frequência de cruzamento foi o parâmetro mais sensível (EC50: $0,0014 \pm 0,0014$ µg/L), seguida pela frequência de movimentação (EC50: $0,0041 \pm 0,0159$ µg/L) e sobrevivência (LC50: $0,0148 \pm 0,017$ µg/L). Esta hierarquia de sensibilidade é consistente com o modo de ação neurotóxico do imidacloprid, que atua como agonista dos receptores nicotínicos de acetilcolina. Em estudos com *Procambarus clarkii*, HUANG et al. (2021) demonstraram que concentrações ambientalmente relevantes causaram disfunção locomotora através da inibição da acetilcolinesterase e estresse oxidativo no sistema digestivo. A redução significativa na frequência de cruzamento e movimentação sugere comprometimento das funções neuromotoras essenciais, podendo afetar a capacidade dos camarões de realizar atividades vitais como forrageamento e fuga de predadores, mesmo em concentrações subletais. Este padrão de resposta comportamental é particularmente relevante considerando que WICKRAMASINGHA et al. (2024) demonstraram que neonicotinoides podem comprometer respostas antipredatórias em larvas de libélulas expostas a concentrações similares.

A tolerância térmica máxima de *M. aff. brasiliense* apresentou um padrão complexo de resposta ao imidacloprid, com redução significativa nas concentrações mais baixas (0,01 e 0,1 µg/L) e aumento nas concentrações mais elevadas (1 e 10 µg/L). Nas concentrações de 0,01 e 0,1 µg/L, a média do CTMax diminuiu em aproximadamente $0,8^{\circ}\text{C}$ em relação ao controle ($38,8 \pm 0,71^{\circ}\text{C}$), enquanto nas concentrações de 1 e 10 µg/L, observou-se um aumento de até $0,6^{\circ}\text{C}$. O teste post-hoc de Holm revelou diferenças significativas entre o tratamento de 0,01 µg/L e o controle ($p = 0,039$), entre 0,01 µg/L e as concentrações de 1 µg/L ($p = 0,002$) e 10 µg/L ($p < 0,001$), e entre 0,1 µg/L e 10 µg/L ($p = 0,006$). Este padrão diferencial sugere que o imidacloprid pode interferir nos mecanismos de termorregulação através de múltiplas vias metabólicas, como demonstrado por SINCLAIR et al. (2024) em estudos sobre a interação entre contaminantes químicos e estresse térmico em comunidades aquáticas. Esta alteração na

tolerância térmica é particularmente relevante no contexto amazônico, onde as mudanças climáticas podem amplificar os efeitos dos pesticidas nas comunidades aquáticas.

Os parâmetros físico-químicos da água apresentaram variações significativas entre os tratamentos, evidenciando os efeitos indiretos do imidacloprid na qualidade da água dos mesocosmos. A análise de componentes principais revelou uma clara separação entre os tratamentos, com a condutividade elétrica apresentando a maior contribuição para a variabilidade do sistema ($r^2 = 0,9361$, $p < 0,001$). As concentrações mais baixas de imidacloprid (0,01 e 0,1 $\mu\text{g/L}$) associaram-se a níveis elevados de amônio, que apresentou correlações negativas com oxigênio dissolvido (-0,87) e pH (-0,79), sugerindo alterações no metabolismo dos organismos e na dinâmica dos nutrientes. O aumento significativo do oxigênio dissolvido nos tratamentos de 0,1 e 1 $\mu\text{g/L}$ ($r^2 = 0,8143$, $p < 0,001$) em comparação com o controle pode estar relacionado à redução na atividade metabólica dos organismos expostos ao pesticida, como demonstrado por SÁNCHEZ-BAYO et al. (2016). O pH mostrou um incremento significativo em todos os tratamentos com imidacloprid ($r^2 = 0,8998$, $p < 0,001$), sendo mais pronunciado na concentração de 1 $\mu\text{g/L}$, corroborando os achados de MERGA E VAN DEN BRINK (2021) sobre como alterações no pH podem afetar a biodisponibilidade e toxicidade dos neonicotinoides em ambientes aquáticos tropicais.

Os resultados deste estudo têm importantes implicações para o manejo e conservação de ecossistemas aquáticos amazônicos, particularmente considerando a ausência de regulamentações específicas para o imidacloprid no Equador. A alta sensibilidade de *M. aff. brasiliense* ao imidacloprid, evidenciada pela LC50 de $0,0148 \pm 0,017 \mu\text{g/L}$, é preocupante considerando que concentrações de até 3 $\mu\text{g/L}$ já foram detectadas na região amazônica (CABRERA et al., 2023). A rápida dissipação do composto em condições tropicais (DT50 = $4,0 \pm 1,9$ dias), significativamente menor que em regiões temperadas, não impediu efeitos significativos na sobrevivência e comportamento dos organismos. As alterações nos parâmetros físico-químicos da água indicam que o imidacloprid pode ter efeitos indiretos através de mudanças na qualidade da água, como demonstrado por MERGA E VAN DEN BRINK (2021) em outros sistemas tropicais. Estes resultados sugerem a necessidade urgente de estabelecer limites regulatórios específicos para o imidacloprid em ecossistemas amazônicos, considerando que os atuais

padrões de qualidade da água em países temperados (0,0083 µg/L na Holanda até 1,05 µg/L nos Estados Unidos) podem não ser adequados para proteger espécies tropicais mais sensíveis.

As implicações deste estudo para o monitoramento e conservação dos ecossistemas amazônicos são particularmente relevantes considerando a alta sensibilidade dos endpoints comportamentais e fisiológicos de *M. aff. brasiliense* ao imidacloprid. A frequência de cruzamento ($EC_{50} = 0,0014 \pm 0,0014$ µg/L) mostrou-se o indicador mais sensível, seguida pela frequência de movimentação ($EC_{50} = 0,0041 \pm 0,0159$ µg/L) e sobrevivência ($LC_{50} = 0,0148 \pm 0,017$ µg/L), sugerindo a necessidade de estabelecer programas de monitoramento contínuo que incluam endpoints subletais. SINCLAIR et al. (2024) demonstraram que as mudanças climáticas podem amplificar a toxicidade dos neonicotinoides, tornando crucial a investigação das interações entre pesticidas e variáveis ambientais em ecossistemas tropicais. Estudos futuros devem focar na análise da expressão gênica e alterações na microbiota intestinal para compreender os mecanismos de toxicidade em diferentes estágios de desenvolvimento, além de avaliar os efeitos sinérgicos do imidacloprid com outros contaminantes presentes nos ecossistemas aquáticos amazônicos.

5.7 Conclusões

Este estudo demonstrou que o imidacloprid afeta significativamente a sobrevivência e o comportamento de *M. aff. brasiliense* em concentrações ambientalmente relevantes. A alta sensibilidade da espécie ($LC50 = 0,0148 \pm 0,017 \mu\text{g/L}$) e o padrão não monotônico de toxicidade observado sugerem uma complexa interação entre os efeitos diretos do pesticida e as alterações nas relações tróficas do mesocosmo. Os endpoints comportamentais mostraram-se particularmente sensíveis, com a frequência de cruzamento ($EC50 = 0,0014 \pm 0,0014 \mu\text{g/L}$) e movimentação ($EC50 = 0,0041 \pm 0,0159 \mu\text{g/L}$) indicando comprometimento de funções vitais em concentrações subletais. A rápida dissipação do composto em condições tropicais ($DT50 = 4,0 \pm 1,9$ dias) e as alterações na tolerância térmica máxima evidenciam a necessidade de considerar as características particulares dos ambientes amazônicos no estabelecimento de limites regulatórios específicos para o imidacloprid, uma vez que os padrões estabelecidos para regiões temperadas podem não ser adequados para proteger espécies tropicais mais sensíveis.

5.8 Referências

- AAEN, S. M.; HORSBERG, T. E. A screening of medicinal compounds for their effect on egg strings and nauplii of the salmon louse *Lepeophtheirus salmonis* (Kroyer). *Journal of Fish Diseases*, v. 39, n. 10, p. 1201-1212, 2016.
- AGATZ, A.; ASHAUER, R.; BROWN, C. D. Imidacloprid perturbs feeding of *Gammarus pulex* at environmentally relevant concentrations. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 33, n. 3, p. 648-653, 2014.
- AHMED, M. A. I.; MATSUMURA, F. Synergistic actions of formamidine insecticides on the activity of pyrethroids and neonicotinoids against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, v. 49, n. 6, p. 1405-1410, 2012.
- ALEXANDER, A. C.; CULP, J. M.; LIBER, K.; CESSNA, A. J. Effects of insecticide exposure on feeding inhibition in mayflies and oligochaetes. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 26, n. 8, p. 1726-1732, 2007.
- ANGER, K. Neotropical *Macrobrachium* (Caridea: Palaemonidae): on the biology, origin, and radiation of freshwater-invading shrimp. *Journal of Crustacean Biology*, v. 33, n. 2, p. 151-183, 2013.
- ASHAUER, R.; CARAVATTI, I.; HINTERMEISTER, A.; ESCHER, B.I. Bioaccumulation kinetics of organic xenobiotic pollutants in the freshwater invertebrate *Gammarus pulex* modeled with prediction intervals. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 29, n. 7, p. 1625-1636, 2010.
- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA). Standard methods for the examination of water and wastewater. 22. ed. Washington, DC: APHA/AWWA/WEF, 2012.
- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING MATERIALS (ASTM). *Standard Guide for Behavior Testing in Aquatic Toxicology*. E1604-94, 1994.
- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING MATERIALS (ASTM). *Standard Guide for Measurement of Behavior During Fish Toxicity Tests*. E1711-95, 1995.
- ANDERSON, M. J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology*, v. 26, n. 1, p. 32-46, 2001.

- AZEVEDO-PEREIRA, H. M. V. S.; LEMOS, M. F. L.; SOARES, A. M. V. M. Behaviour and growth of *Chironomus riparius* Meigen (Diptera: Chironomidae) under imidacloprid pulse and constant exposure scenarios. *Water, Air, & Soil Pollution*, v. 219, n. 1-4, p. 215-224, 2010.
- BARTLETT, A. J.; HEDGES, A. M.; INTINI, K. D.; BROWN, L. R.; MAISONNEUVE, F. J.; ROBINSON, S. A.; GILLIS, P. L.; DE SOLLA, S. R. Lethal and sublethal toxicity of neonicotinoid and butenolide insecticides to the mayfly, *Hexagenia* spp. *Environmental Pollution*, v. 238, p. 63-75, 2018.
- BEKETOV, M. A.; LIESS, M. Potential of 11 pesticides to initiate downstream drift of stream macroinvertebrates. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 55, n. 2, p. 247-253, 2008.
- BESTER, L. C.; WEGE, M.; PIRK, C. W. W. The influence of sublethal neonicotinoid doses on individual *Apis mellifera scutellata* thermotolerance. *Apidologie*, v. 54, n. 1, p. 7, 2023.
- BOTTGER, R.; SCHALLER, J.; MOHR, S. Closer to reality--the influence of toxicity test modifications on the sensitivity of *Gammarus roeseli* to the insecticide imidacloprid. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 81, p. 49-54, 2012.
- BURNHAM, K. P.; ANDERSON, D. R. Model selection and multimodel inference: a practical information-theoretic approach. 2nd ed. New York: Springer, 2002.
- BUTCHERINE, P.; KELAHER, B. P.; TAYLOR, M. D.; LAWSON, C.; BENKENDORFF, K. Acute toxicity, accumulation and sublethal effects of four neonicotinoids on juvenile Black Tiger Shrimp (*Penaeus monodon*). *Chemosphere*, v. 275, p. 129918, 2021.
- CABRERA, M.; CAPPARELLI, M. V.; ÑACATO-CH, C.; MOULATLET, G. M.; LÓPEZ-HERAS, I.; DÍAZ GONZÁLEZ, M.; ALVEAR-S, D.; RICO, A. Effects of intensive agriculture and urbanization on water quality and pesticide risks in freshwater ecosystems of the Ecuadorian Amazon. *Chemosphere*, v. 337, p. 139286, 2023.
- CABRERA, M.; CAPPARELLI, M. V.; ORTEGA-ANDRADE, H. M.; MEDINA-VILLAMIZAR, E. J.; RICO, A. Effects of the insecticide imidacloprid on aquatic invertebrate communities of the Ecuadorian Amazon. *Environmental Pollution*, v. 357, p. 124459, 2024.
- CAPPARELLI, M. V.; CABRERA, M.; RICO, A.; LUCAS-SOLIS, O.; ALVEAR-S, D.; VASCO, S.; GALARZA, E.; SHIGUANGO, L.; PINOS-VELEZ, V.; PÉREZ-GONZÁLEZ, A.; ESPINOSA, R.;

- MOULATLET, G. M. An integrative approach to assess the environmental impacts of gold mining contamination in the amazon. *Toxics*, [s.l.], v. 9, n. 7, p. 149, 2021.
- CAVALLARO, M. C.; MORRISSEY, C. A.; HEADLEY, J. V.; PERU, K. M.; LIBER, K. Comparative chronic toxicity of imidacloprid, clothianidin, and thiamethoxam to *Chironomus dilutus* and estimation of toxic equivalency factors. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 36, n. 2, p. 372-382, 2017.
- CHEVALIER, J.; HARSCOËT, E.; KELLER, M.; PANDARD, P.; CACHOT, J.; GROTE, M. Exploration of *Daphnia* behavioral effect profiles induced by a broad range of toxicants with different modes of action. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 34, n. 8, p. 1760-1769, 2015.
- COLLINS, P. A. Environmental stress upon hepatopancreatic cells of freshwater prawns (Decapoda: Caridea) from the floodplain of Paraná River. *Natural Science*. V. 2 n. 7 p. 748 – 759. 2010.
- CRUZ, B. R. F.; CUNHA, M. C.; BUENO, A. A. de P.; JACOBUCCI, G. B. Natural diet of *Macrobrachium brasiliense* (Crustacea, Decapoda) in a cerrado stream. *Iheringia - Serie Zoologia*, v. 111, 2021.
- DUCHET, C.; HOU, F.; SINCLAIR, C. A.; TIAN, Z.; KRAFT, A.; KOLAR, V.; KOLODZIEJ, E. P.; MCINTYRE, J. K.; STARK, J. D. Neonicotinoid mixture alters trophic interactions in a freshwater aquatic invertebrate community. *Science of The Total Environment*, v. 897, p. 165419, 2023.
- ENGLERT, D.; BUNDSCHUH, M.; SCHULZ, R. Population-level effects of multigeneration neonicotinoid exposure on *Gammarus fossarum*. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 36, n. 10, p. 2155-2166, 2017.
- FAO; PNUMA. Food and Agriculture Organization; Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente. Agricultural Pesticide Management in Developing Countries, 2022.
- FU, Z.; HAN, F.; HUANG, K.; ZHANG, J.; QIN, J. G.; CHEN, L.; LI, E. Impact of imidacloprid exposure on the biochemical responses, transcriptome, gut microbiota and growth performance of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Hazardous Materials*, v. 419, p. 127513, 2021.
- GARCÍA-DE LA PARRA, L. M.; BAUTISTA-COVARRUBIAS, J. C.; RIVERA-DE LA ROSA, N.; BETANCOURT-LOZANO, M.; GUILHERMINO, L. Effects of methamidophos on

acetylcholinesterase activity, behavior, and feeding rate of the white shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 65, n. 3, p. 372-380, 2006.

GARCÍA-GUERRERO, M. U.; BECERRIL-MORALES, F.; VEGA-VILLASANTE, F.; ESPINOSA-CHAURAND, L. D. The Macrobrachium prawns with economic and fisheries importance in Latin America: present knowledge, ecological role, and conservation. *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 4, p. 651-675, 2013.

HAYASAKA, D.; KORENAGA, T.; SUZUKI, K.; SAITO, F.; SÁNCHEZ-BAYO, F.; GOKA, K. Cumulative ecological impacts of two successive annual treatments of imidacloprid and fipronil on aquatic communities of paddy mesocosms. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 80, p. 355-362, 2012.

HAYASAKA, D.; SUZUKI, K.; NOMURA, T.; NISHIYAMA, M.; NAGAI, T.; SÁNCHEZ-BAYO, F.; GOKA, K. Comparison of acute toxicity of two neonicotinoid insecticides, imidacloprid and clothianidin, to five cladoceran species. *Journal of Pesticide Science*, v. 38, n. 1, p. 44-47, 2013.

HOLTHUIS, L. B. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea Decapoda Natantia) of the Americas. II. The subfamily Palaemoninae. Los Angeles: University of Southern California Press, 396 p. (Allan Hancock Foundation Publications, Occasional Paper, n. 12). 1952.

HOOK, S. E.; DOAN, H.; GONZAGO, D.; MUSSON, D.; DU, J.; KOOKANA, R.; SELLARS, M. J.; KUMAR, A. The impacts of modern-use pesticides on shrimp aquaculture: An assessment for north eastern Australia. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 148, p. 770-780, 2018.

HUANG, Y., HONG, Y., YIN, H., YAN, G., HUANG, Q., LI, Z.M.; HUANG, Z. Imidacloprid induces locomotion impairment of the freshwater crayfish, *Procambarus clarkii* via neurotoxicity and oxidative stress in digestive system. *Aquatic Toxicology*, v. 238, p. 105913, 2021.

HURLBERT, S. H. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. *Ecological Monographs*, v. 54, n. 2, p. 187-211, 1984.

IEROMINA, O.; PEIJNENBURG, W. J. G. M.; DE SNOO, G.; MÜLLER, J.; KNEPPER, T. P.; VIJVER, M. G. Population responses of *Daphnia magna* Straus 1820 to perfluorooctane sulfonic acid and perfluorooctanoic acid. *Environmental Science & Technology*, v. 48, n. 21, p. 12307-12314, 2014.

JOLLIFFE, I. T. *Principal Component Analysis*. 2. ed. New York: Springer, 2002.

- KEY, P.; CHUNG, K.; SIEWICKI, T.; FULTON, M. Toxicity of three pesticides individually and in mixture to larval grass shrimp (*Palaemonetes pugio*). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 68, n. 2, p. 272-277, 2007.
- KREUTZWEISER, D. P.; GOOD, K. P.; CHARTRAND, D. T.; SCARR, T. A.; THOMPSON, D. G. Toxicity of the systemic insecticide, imidacloprid, to forest stream insects and microbial communities. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 80, n. 3, p. 211-214, 2008.
- LANTEIGNE, M.; WHITING, S. A.; LYDY, M. J. Mixture toxicity of imidacloprid and cyfluthrin to two non-target species, the fathead minnow *Pimephales promelas* and the amphipod *Hyalella azteca*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 68, n. 2, p. 354-361, 2015.
- LEBLANC, H. M. K.; CULP, J. M.; BAIRD, D. J.; ALEXANDER, A. C.; CESSNA, A. J. Single versus combined lethal effects of three agricultural insecticides on larvae of the freshwater insect *Chironomus dilutus*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 63, n. 3, p. 378-390, 2012.
- LEPŠ, J.; ŠMILAUER, P. Multivariate analysis of ecological data using CANOCO. 1. ed. Cambridge: Cambridge University Press, 2003.
- LIU, H.; XU, Q.; ZHANG, L.; LIU, N. Chlorpyrifos resistance in mosquito *Culex quinquefasciatus*. *Journal of Medical Entomology*, v. 42, n. 5, p. 815-820, 2004.
- LOUREIRO, S.; SVENDSEN, C.; FERREIRA, A. L. G.; PINHEIRO, C.; RIBEIRO, F.; SOARES, A. M. V. M. Toxicity of three binary mixtures to *Daphnia magna*: comparing chemical modes of action and deviations from mixture reference models. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 29, n. 8, p. 1716-1726, 2010.
- LUKANCIC, S.; ZIBRAT, U.; MEZEK, T.; JEREVIC, A.; SIMCIC, T.; BRANCELJ, A. Effects of exposing two non-target crustacean species, *Asellus aquaticus* L., and *Gammarus fossarum* Koch, to atrazine and imidacloprid. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 84, n. 1, p. 85-90, 2010a.
- LUKANCIC, S.; ZIBRAT, U.; MEZEK, T.; JEREVIC, A.; SIMCIC, T.; BRANCELJ, A. A toxicity study of imidacloprid on the aquatic invertebrates *Asellus aquaticus* and *Gammarus fossarum*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 84, n. 1, p. 85-90, 2010b.

- LUTTERSCHMIDT, W. I.; HUTCHISON, V. H. The critical thermal maximum: history and critique. *Canadian Journal of Zoology*, v. 75, n. 10, p. 1561-1574, 1997.
- MAGAP. Dirección de Registro de Insumos Agrícolas - AGROCALIDAD. Disponible em: <https://www.agrocalidad.gob.ec/366-2/>. Acceso em: 2024.
- MALONEY, E. M.; MORRISSEY, C. A.; HEADLEY, J. V.; PERU, K. M.; LIBER, K. Cumulative toxicity of neonicotinoid insecticide mixtures to *Chironomus dilutus* under acute exposure scenarios. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 37, n. 11, p. 2727-2735, 2018.
- MANI, M. Pest management in horticultural crops under protected cultivation. Em: Trends in Horticultural Entomology, p. 387-417, 2022.
- MCINTYRE, N. E.; KNOWLES-YÁNEZ, K.; HOPE, D. Urban ecology as an interdisciplinary field: differences in the use of “urban” between the social and natural sciences. *Urban Ecosystems*, v. 4, n. 1, p. 5-24, 2000.
- MENA, J.; ENCALADA, A. Impactos de actividades antropogénicas discriminados por elementos mayores y traza en el camarón de río *Macrobrachium brasiliense* en la Amazonía ecuatoriana. 2016. Dissertação (Mestrado) - Universidad San Francisco de Quito, Quito, 2016.
- MERGA, L. B.; VAN DEN BRINK, P. J. Ecological effects of imidacloprid on a tropical freshwater ecosystem and subsequent recovery dynamics. *Science of the Total Environment*, v. 784, p. 147167, 2021.
- NOGUEIRA, C. S.; PANTALEÃO, J. A. F.; ALMEIDA, A. C.; COSTA, R. C. Male morphotypes of the freshwater prawn *Macrobrachium brasiliense* (Decapoda: Caridea: Palaemonidae). *Invertebrate Biology*, v. 139, n. 1, p. e12279, 2020.
- NUGNES, R.; RUSSO, C.; ORLO, E.; LAVORGNA, M.; ISIDORI, M. Imidacloprid: Comparative toxicity, DNA damage, ROS production and risk assessment for aquatic non-target organisms. *Journal of Environmental Analytical Toxicology*, v. 13, n. 1, p. 1-12, 2023.
- OMS. World Health Organization. Pesticide residues in food - 2015. Report. Rome, 2015.
- OSBORNE, J. W. Best Practices in Data Cleaning: A Complete Guide to Everything You Need to Do Before and After Collecting Your Data. Thousand Oaks, CA: SAGE Publications, 2013.

- OSTERBERG, J. S.; DARNELL, K. M.; BLICKLEY, T. M.; ROMANO, J. A.; RITTSCHOF, D. Acute toxicity and sub-lethal effects of common pesticides in post-larval and juvenile blue crabs, *Callinectes sapidus*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, v. 424-425, p. 5-14, 2012.
- PAVLAKI, M. D.; PEREIRA, R.; LOUREIRO, S.; SOARES, A. M. V. M. Effects of binary mixtures on the life traits of *Daphnia magna*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 74, n. 1, p. 99-110, 2011.
- PAVLAKI, M. D.; FERREIRA, A. L. G.; SOARES, A. M. V. M.; LOUREIRO, S. Changes of chemical chronic toxicity to *Daphnia magna* under different food regimes. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 109, p. 48-55, 2014.
- PESTANA, J. L. T.; LOUREIRO, S.; BAIRD, D. J.; SOARES, A. M. V. M. Fear and loathing in the benthos: Responses of aquatic insect larvae to the pesticide imidacloprid in the presence of chemical signals of predation risk. *Aquatic Toxicology*, v. 99, n. 2, p. 281-288, 2010.
- PFAFF, J. D. Determination of inorganic anions by ion chromatography. Em: *Methods for the Determination of Metals in Environmental Samples*. Amsterdam: Elsevier, p. 388-417, 1996.
- PRIDGEON, J. W.; PEREIRA, R. M.; BECNEL, J. J.; ALLAN, S. A.; CLARK, G. G.; LINTHICUM, K. J. Susceptibility of *Aedes aegypti*, *Culex quinquefasciatus* Say, and *Anopheles quadrimaculatus* Say to 19 pesticides with different modes of action. *Journal of Medical Entomology*, v. 46, n. 2, p. 446-451, 2009.
- QI, S.; WANG, D.; ZHU, L.; TENG, M.; WANG, C.; XIE, C.; ZHANG, Q. Neonicotinoid insecticides imidacloprid, guadipyr, and cycloxaprid induce acute oxidative stress in *Daphnia magna*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 148, p. 352-358, 2018.
- R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: a language and environment for statistical computing. Version 4.4.1. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2024. Available at: <https://www.r-project.org>.
- RANI, L.; THAPA, K.; KANOJIA, N.; SHARMA, N.; SINGH, S.; GREWAL, A. S.; SRIVAV, A. K.; KAUSHAL, J. An extensive review on the consequences of chemical pesticides on human health and environment. *Journal of Cleaner Production*, v. 283, n. 124657, p. 1-27, 2021.

- RIAZ, M. A.; POUPARDIN, R.; REYNAUD, S.; STRODE, C.; RANSON, H.; DAVID, J. P. Impact of glyphosate and benzo [a] pyrene on the tolerance of mosquito larvae to chemical insecticides. Role of detoxification genes in response to xenobiotics. *Aquatic Toxicology*, v. 93, n. 1, p. 61-69, 2009.
- RIAZ, M. A.; CHANDOR-PROUST, A.; DAUPHIN-VILLEMANT, C.; POUPARDIN, R.; JONES, C. M.; STRODE, C.; RÉGENT-KLOECKNER, M.; DAVID, J. P.; REYNAUD, S. Molecular mechanisms associated with increased tolerance to the neonicotinoid insecticide imidacloprid in the dengue vector *Aedes aegypti*. *Aquatic Toxicology*, v. 126, p. 326-337, 2013.
- RICKER, W. E. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada*, v. 191, p. 1-382, 1975.
- RICO, A., ARENAS-SÁNCHEZ, A., PASQUALINI, J., GARCÍA-ASTILLERO, A., CHERTA, L., NOZAL, L.; VIGHI, M. Effects of imidacloprid and a neonicotinoid mixture on aquatic invertebrate communities under Mediterranean conditions. *Aquatic Toxicology*, v. 204, p. 130-143, 2018.
- RIVERA-PÉREZ, J. M.; CRUZ, G. M.; PENHA, I. C. D. S.; JUEN, L. Habitat integrity and interspecific relationships affect the diversity of freshwater crabs in eastern Amazon streams. *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 3, p. ruac044, 2024.
- ROESSINK, I.; MERGA, L. B.; ZWEERS, H. J.; VAN DEN BRINK, P. J. The neonicotinoid imidacloprid shows high chronic toxicity to mayfly nymphs. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 32, n. 5, p. 1096-1100, 2013.
- ROSE, K. V. S.; JOSEPH, A. Acute toxicity of imidacloprid to various life stages of the giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii*, de Man, 1879. *Saudi Journal of Life Science*, v. 5, n. 12, p. 298-308, 2020.
- SÁNCHEZ-BAYO, F.; GOKA, K.; HAYASAKA, D. Contamination of the aquatic environment with neonicotinoids and its implication for ecosystems. *Frontiers in Environmental Science*, v. 4, p. 71, 2016.
- SEGURA, F. R.; SILVA, J. A.; OLIVEIRA, A. C.; OLIVEIRA, M. V.; SANTOS, F. A.; SILVA, R. S. Impact of neonicotinoids on water quality and aquatic ecosystems. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 25, n. 14, p. 13283-13297, 2008.

- SINCLAIR, T.; CRAIG, P.; MALTBY, L. L. Climate warming shifts riverine macroinvertebrate communities to be more sensitive to chemical pollutants. *Global Change Biology*, v. 30, n. 4, p. e17254, 2024.
- SONG, M. Y.; STARK, J. D.; BROWN, J. J. Comparative toxicity of four insecticides, including imidacloprid and tebufenozide, to four aquatic arthropods. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 16, n. 12, p. 2494-2500, 1997.
- SONG, M. Y.; BROWN, J. J. Osmotic effects as a factor modifying insecticide toxicity on *Aedes* and *Artemia*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 41, n. 2, p. 195-202, 1998.
- STEWART, R. I.; DOSSENA, M.; BOHAN, D. A.; JEPPESEN, E.; KORDAS, R. L.; LEDGER, M. E.; WOODWARD, G. Mesocosm experiments as a tool for ecological climate-change research. *Advances in Ecological Research*, v. 48, p. 71-181, 2013.
- STOUGHTON, S. J.; LIBER, K.; CULP, J.; CESSNA, A. Acute and chronic toxicity of imidacloprid to the aquatic invertebrates *Chironomus tentans* and *Hyaella azteca* under constant- and pulse-exposure conditions. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 54, n. 4, p. 662-673, 2008.
- SUMON, K. A.; RITIKA, A. K.; PEETERS, E. T. H. M.; RASHID, H.; BOSMA, R. H.; RAHMAN, M. S.; FATEMA, M. K.; VAN DEN BRINK, P. J. Effects of imidacloprid on the ecology of sub-tropical freshwater microcosms. *Environmental Pollution*, v. 236, p. 432-441, 2018.
- THOMAS, D. H.; REY, M.; JACKSON, P. E. Determination of inorganic cations and ammonium in environmental waters by ion chromatography with a high-capacity cation-exchange column. *Journal of Chromatography A*, v. 956, n. 1-2, p. 1-2, 2002.
- THUNNISSEN, N. W.; GEURTS, K. A. G.; HOEKS, S.; HENDRIKS, A. J. The impact of imidacloprid and thiacloprid on the mean species abundance in aquatic ecosystems. *Science of The Total Environment*, v. 822, p. 153626, 2022.
- TIŠLER, T.; JEMEC, A.; MOZETIČ, B.; TREBŠE, P. Hazard identification of imidacloprid to aquatic environment. *Chemosphere*, v. 76, n. 7, p. 907-914, 2009
- VALDÉS, C.; SILVA-NETO, C. M.; SALAS, C.; MUÑOZ-QUEZADA, M.; MAMANI, M.; ARAUJO, R. O. What Can Insects Tell Us about the Use of Pesticides? The Detection and Quantification of

Chlorpyrifos via QuEChERS and HEADSPACE-SPME Methods Using GC/MS/MS. *Agronomy*, 2023.

VAN DEN BRINK, P. J.; VAN SMEDEN, J. M.; BEKELE, R. S.; DIERICK, W.; DE GELDER, D. M.; NOTEBOOM, M.; ROESSINK, I. Acute and chronic toxicity of neonicotinoids to nymphs of a mayfly species and some notes on seasonal differences. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 35, n. 1, p. 128-133, 2016.

VINAGRE, C.; LEAL, I.; MENDONÇA, V.; FLORES, A. A. Effect of warming rate on the critical thermal maxima of crabs, shrimp and fish. *Journal of Thermal Biology*, v. 47, p. 19-25, 2015.

WEATHER SPARK. Clima médio em Tena, Equador durante todo o ano. 2022. Disponível em: <https://es.weatherspark.com/y/20631/Clima-promedio-en-Tena-Ecuador-durante-todo-el-a%C3%B1o>. Acesso em: 27 ago. 2024.

WICKRAMASINGHA, P. D.; MORRISSEY, C. A.; PHILLIPS, I. D.; CRANE, A. L.; CHIVERS, D. P.; FERRARI, M. C. Sub-lethal effects of the insecticide, imidacloprid, on the responses of damselfly larvae to chemosensory cues indicating predation risk. *Chemosphere*, v. 356, p. 141926, 2024.

WORMS DATABASE. DecaNet. *Macrobrachium* Spence Bate, 1868. World Register of Marine Species, 2025. Disponível em: www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=156892. Acesso em: 03 fev. 2025.

YOKOYAMA, A.; OHTSU, K.; IWAFUNE, T.; NAGAI, T.; YIN, S.; TANAKA, Y.; JINDO, T.; SATO, M.; TAKIMOTO, Y.; KISHIMOTO, T. A useful new insecticide bioassay using first-instar larvae of *Cheumatopsyche brevilineata* (Trichoptera: Hydropsychidae). *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 28, n. 1, p. 604-608, 2009.

5.9 Apêndices

Apêndice 1.3 Etapas do experimento em mesocosmos com *M. aff. brasiliense*. Coleta dos camarões, macroinvertebrados aquáticos, fito e zooplacton em riachos da zona de amortecimento da Reserva Biológica Colonso Chalupas; Implementação dos tanques experimentais na Universidade Regional Amazônica Ikiam.



Apêndice 2.3 Concentrações medidas de imidacloprid, coeficientes de taxa de dissipação calculados (k), valores de meia-vida (DT50) e concentrações médias ponderadas pelo tempo (TWACs) para diferentes durações de exposição desde o início do experimento.

Concentração nominal (µg/L)	Concentração medida (µg/L)	k (d-1)	DT50 (d)	TWACs (µg/L)		
				7 d	21 d	28 d
0.01	0.011	0.1	7.0± 0.41	0.006	0.007	0.01
0.1	0.1	0.17	4.1± 0.81	0.04	0.05	0.06
1	0.93	0.3	2.3± 0.29	0.32	0.46	0.4
10	11	0.3	2.4± 0.62	4.36	5.86	4.1

Apêndice 3.3 Análise Probit de dose-resposta com valores percentis e erros padrão para determinação das concentrações letais (LC10, LC50 e LC99).

Percentil	Probit	Log	Erro Padrão	Dose	Erro Padrão
		Dose	Log Dose		Dose
10	3,7184	-3,8287	1,1485	0,0001	0,0004
50	5	-1,831	0,4993	0,0148	0,017
99	7,3263	1,7953	1,0977	62,4183	157,7645

Apêndice 4.3 Valores de CE50 e desvio padrão para variáveis comportamentais em experimentos de exposição em mesocosmos.

Variável	Desvio	
	EC50	Padrão
Tempo Acumulado	0,1487	0,0268
Frequência de Movimentos	0,0041	0,0159
Frequência de Cruzamento	0,0014	0,0014

Apêndice 5.3 Valores de DT50 (dias) do Imidacloprid em diferentes regiões climáticas e geográficas, organizados cronologicamente do estudo mais recente ao mais antigo. DT50: tempo de meia-vida; Local: região geográfica e tipo de clima; Fonte: referência bibliográfica.

DT50 (dias)	Local	Fonte
4,0 ± 1,9	Equador (Clima tropical)	CABRERA et al. (2024)
15	Estados Unidos (Clima temperado)	DUCHET et al. (2023)
≥10	Etiópia (Clima tropical)	MERGA; VAN DEN BRINK (2021)
7-10	Bangladesh (Clima subtropical)	SUMON et al. (2018)
10	Espanha (Clima mediterrâneo)	RICO et al. (2018)

Apêndice 6.3 Valores de Concentração Letal Média (LC50) e Concentração Efetiva Média (EC50) do Imidacloprid para diferentes espécies de organismos aquáticos, incluindo localidade e fonte bibliográfica.

Classe/Ordem/Família	Espécie	LC50 (µg/L)	EC50 (µg/L)	Localidade	Fonte
Chlorophyta	<i>Raphidocelis subcapitata</i>	-	101	Caserta, Italia	NUGNES et al. (2023)
Rotifera	<i>Brachionus calyciflorus</i>	>300	2,340	Caserta, Italia	NUGNES et al. (2023)
Bivalvia					
Unionida					
Unionidae	<i>Lampsilis villosa</i>	543	110	US EPA	THUNNISSEN et al. (2022)
Gastropoda					
Basommatophora					
Planorbidae	<i>Planorbella pilsbryi</i>	645.6	258.2	US EPA	THUNNISSEN et al. (2022)
Branchiopoda					
Cladocera					
Daphniidae	<i>Ceriodaphnia dubia</i>	70,700	1,420	Caserta, Italia	NUGNES et al. (2023)
	<i>Daphnia magna</i>	56.6	-	Ljubljana, Eslovenia	TIŠLER et al. (2009)
Ostracoda					
Podocopida					
Cypridae	<i>Heterocypris incongruens</i>	3,400	-	Caserta, Italia	NUGNES et al. (2023)
Malacostraca					
Isopoda					
Asellidae	<i>Asellus aquaticus</i>	20.3	11.9	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Amphipoda					
Gammaridae	<i>Gammarus pulex</i>	33.8	15.4	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Decapoda					
Penaeidae	<i>Penaeus monodon</i>	408	-	Yambam Australia	BUTCHERINE (2021)
Insecta					
Ephemeroptera					
Bactidae	<i>Cloeon dipterum</i>	0.2	0.08	US EPA	THUNNISSEN et al. (2022)

Classe/Ordem/Família	Espécie	LC50 (µg/L)	EC50 (µg/L)	Localidade	Fonte
	<i>Neocloeon triangulifer</i>	12.6	5.04	US EPA	THUNNISSEN et al. (2022)
Ephemeroptera	<i>Cloeon dipterum</i>	0.195	0.123	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Caenidae	<i>Caenis horaria</i>	0.316	0.126	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Heptageniidae	<i>Epeorus longimanus</i>	0.65	-	Saskatchewan, Canadá	ALEXANDER et al., (2007)
Odonata					
Libellulidae	<i>Sympetrum striolatum</i>	5.47	3.82	US EPA	THUNNISSEN et al. (2022)
Hemiptera					
Pleidae	<i>Plea minutissima</i>	9.8	6.45	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Megaloptera					
Sialidae	<i>Sialis lutaria</i>	32.5	3.46	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Trichoptera					
Limnephilidae	Limnephilidae spp.	25.7	1.79	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Diptera					
Chaoboridae	<i>Chaoborus obscuripes</i>	284	1.99	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
Chironomidae	<i>Chironomus dilutus</i>	0.32	0.12	Wageningen, Holanda	ROESSINK et al. (2013)
	<i>Chironomus tentans</i>	6.9	-	Saskatchewan, Canadá	STOUGHTON et al., 2008
Culicidae	<i>Culex pipiens</i>	23.6	4.13	Saskatchewan, Canadá	CAVALLARO et al. (2017)
	<i>Toxorhynchites rutilus</i>	2.41	0.28	Saskatchewan, Canadá	CAVALLARO et al. (2017)
Simuliidae	<i>Simulium latigonium</i>	0.32	0.13	US EPA	THUNNISSEN et al. (2022)

Apêndice 7.3 Estudos ecotoxicológicos com Imidacloprid em diferentes espécies de invertebrados aquáticos seus desenhos experimentais e seus respectivos endpoints (LC50 ou EC50).

Classe	Ordem	Família	Espécie	Fonte	Desenho experimental	Endpoint
Crustacea	Copepoda	Caligidae	<i>Lepeophtheirus salmonis</i>	AAEN E HORSBERG (2016)	24h agudo, estático	EC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus pulex</i>	AGATZ et al. (2014)	3d agudo, renovação; 4d agudo, renovação + 3d recuperação	EC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i>	AHMED E MATSUMURA (2012)	3d agudo, estático	LC50
Insecta	Ephemeroptera	Ephemerellidae	<i>Epeorus longimanus</i>	ALEXANDER et al. (2007)	1d pulso, 4d pulso	LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus pulex</i>	ASHAUER et al. (2010)	7d crônico, estático, 2d agudo estático	LC50
Insecta	Diptera	Chironomidae	<i>Chironomus riparius</i>	AZEVEDO-PEREIRA et al. (2010)	2d agudo, estático + 4d crônico, renovação + 6d recuperação; 6d crônico, renovação + 4d recuperação; 8d crônico, renovação + 2d recuperação; 10d crônico, renovação	LC50
Insecta	Ephemeroptera	Hexageniidae	<i>Hexagenia</i> spp.	BARTLETT et al. (2018)	4d agudo, estático (somente água); 4d agudo, estático + 21d recuperação em sedimento limpo	LC50, EC50
Insecta	Ephemeroptera	Baetidae	<i>Baetis rhodani</i>	BEKETOV E LIESS (2008)	2d agudo, estático (deriva), 4d agudo, estático (toxicidade aguda)	LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus pulex</i>	BEKETOV E LIESS (2008)	2d agudo, estático (deriva), 4d agudo, estático (toxicidade aguda)	LC50
Insecta	Diptera	Simuliidae	<i>Simulium latigonium</i>	BEKETOV E LIESS (2008)	2d agudo, estático (deriva), 4d agudo, estático (toxicidade aguda)	LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus roeseli</i>	BOTTGER et al. (2012)	4d agudo, estático	EC50
Insecta	Diptera	Chironomidae	<i>Chironomus dilutus</i>	CAVALLARO et al. (2017)	14d crônico, renovação; 40d crônico, renovação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	CHEVALIER et al. (2015)	2d agudo, estático	EC50

Classe	Ordem	Família	Espécie	Fonte	Desenho experimental	Endpoint
Insecta	Trichoptera	Limnephilidae	<i>Chaetopteryx villosa</i>	ENGLERT et al. (2017)	7d crônico, estático + alimento/água; 7d crônico, estático + somente água; 1d agudo, escolha de alimento + 6d recuperação	EC50, LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus fossatum</i>	ENGLERT et al. (2017)	7d crônico, estático + alimento/água; 7d crônico, estático + somente água; 1d agudo, escolha de alimento + 6d recuperação	EC50, LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Ceriodaphnia reticulata</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2012)	2d Agudo, Renovação; 2d Agudo + 89d recuperação; 2d Agudo + 5d recuperação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Moina macrocopa</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2012)	2d Agudo, Renovação; 2d Agudo + 89d recuperação; 2d Agudo + 5d recuperação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Ceriodaphnia dubia</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2012)	2d Agudo, Renovação; 2d Agudo + 89d recuperação; 2d Agudo + 5d recuperação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2012)	2d Agudo, Renovação; 2d Agudo + 89d recuperação; 2d Agudo + 5d recuperação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia pulex</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2012)	2d Agudo, Renovação; 2d Agudo + 89d recuperação; 2d Agudo + 5d recuperação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Ceriodaphnia reticulata</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2013)	2d agudo, estático + sem alimento	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Moina macrocopa</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2013)	2d agudo, estático + sem alimento	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Ceriodaphnia dubia</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2013)	2d agudo, estático + sem alimento	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2013)	2d agudo, estático + sem alimento	EC50

Classe	Ordem	Família	Espécie	Fonte	Desenho experimental	Endpoint
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia pulex</i> (neonate)	HAYASAKA et al. (2013)	2d agudo, estático + sem alimento	EC50
Crustacea	Decapoda	Penaeidae	<i>Penaeus monodon</i>	HOOK et al. (2018)	2d agudo, estático	LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	IEROMINA et al. (2014)	21d crônico, renovação + conteúdo variável de alimento P	EC50
Crustacea	Decapoda	Palaemonidae	<i>Palaemonetes pugio</i>	KEY et al. (2007)	4d agudo, renovação diária + alimentação	LC50
Insecta	Diptera	Tipulidae	<i>Tipula</i> sp.	KREUTZWEISER et al. (2008)	14d crônico, estático + alimento fortificado + água	LC50
Insecta	Plecoptera	Perlidae	<i>Pteronarcys dorsata</i>	KREUTZWEISER et al. (2008)	14d crônico, estático + alimento fortificado + água	LC50
Crustacea	Amphipoda	Hyaellidae	<i>Hyaella azteca</i>	LANTEIGNE et al. (2015)	4d agudo, estático + sem alimentação	EC50
Insecta	Diptera	Chironomidae	<i>Chironomus dilutus</i>	LEBLANC et al. (2012)	4d agudo, estático + alimentação a cada 2d	LC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes albopictus</i>	LIU et al. (2004a)	1d agudo, estático	LC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Culex quinquefasciatus</i>	LIU et al. (2004b)	1d agudo, estático	LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	LOUREIRO et al. (2010)	2d agudo, estático + alimentação	EC50, LC50
Crustacea	Isopoda	Asellidae	<i>Asellus aquaticus</i>	LUKANCIC et al. (2010a)	2d agudo, estático; 1h agudo	EC50, LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus fossarum</i>	LUKANCIC et al. (2010a)	2d agudo, estático; 1h agudo	EC50, LC50
Crustacea	Isopoda	Asellidae	<i>Asellus aquaticus</i>	LUKANCIC et al. (2010b)	2d agudo, estático; 1h agudo	EC50, LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus fossarum</i>	LUKANCIC et al. (2010b)	2d agudo, estático; 1h agudo	EC50, LC50
Insecta	Diptera	Chironomidae	<i>Chironomus dilutus</i>	MALONEY et al. (2018)	28d crônico, renovação 2d + areia + mistura de I.A.	EC50
Crustacea	Decapoda	Portunidae	<i>Callinectes sapidus</i>	OSTERBERG et al. (2012)	1d agudo, estático + recuperação	LC50, ET50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	IEROMINA et al. (2014)	21d crônico, renovação + conteúdo variável de alimento P	EC50

Classe	Ordem	Família	Espécie	Fonte	Desenho experimental	Endpoint
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i> (larva)	PAUL et al. (2006)	3d agudo, estático	LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	PAVLAKI et al. (2011)	21d crônico, renovação 2d	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (neonate)	PAVLAKI et al. (2014)	21d crônico, renovação	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (neonate)	PESTANA et al. (2010)	2d agudo, estático; 2d agudo, estático + sinal predatório; 21d crônico, renovação 2d	EC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i> (larva)	PRIDGEON et al. (2009)	1d agudo, estático	LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (juvenile)	QI et al. (2018)	2d agudo, estático	EC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i>	RIAZ et al. (2009)	1d agudo, estático + 1d recuperação; 3d agudo, estático; 3d agudo, estático + 2º IA + 1d recuperação	LC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i> (larva)	RIAZ et al. (2013)	1d agudo, estático + linhagens variadas	LC50
Crustacea	Isopoda	Asellidae	<i>Asellus aquaticus</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Crustacea	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus pulex</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Ephemeroptera	Baetidae	<i>Cloeon dipterum</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Hemiptera	Pleidae	<i>Plea minutissima</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Trichoptera	Limnephilidae	<i>Limnephilidae</i> spp. (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Diptera	Chaoboridae	<i>Chaoborus</i> <i>obscuripes</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Hemiptera	Corixidae	<i>Micronecta</i> sp. (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Ephemeroptera	Caenidae	<i>Caenis horaria</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50

Classe	Ordem	Família	Espécie	Fonte	Desenho experimental	Endpoint
Insecta	Hemiptera	Notonectidae	<i>Notonecta</i> sp. (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Insecta	Megaloptera	Sialidae	<i>Sialis lutaria</i> (instar)	ROESSINK et al. (2013)	4d agudo, estático; 28d crônico, renovação 7d	EC50, LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	SEGURA et al. (2008)	1d agudo, estático + Fe(II) + H2O2	LC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes taeniorhynchus</i>	SONG E BROWN (1998)	2d agudo, estático + hiperosmótico e isosmótico; 3d agudo, estático + hiperosmótico e isosmótico	LC50
Crustacea	-	-	<i>Artemia</i> sp.	SONG E BROWN (1998)	2d agudo, estático + hiperosmótico e isosmótico; 3d agudo, estático + hiperosmótico e isosmótico	LC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes taeniorhynchus</i>	SONG et al. (1997)	2d agudo, estático = temperatura variável	LC50
Crustacea	-	-	<i>Artemia</i> sp.	SONG et al. (1997)	2d agudo, estático = temperatura variável	LC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i>	SONG et al. (1997)	2d agudo, estático = temperatura variável	LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	SONG et al. (1997)	2d agudo, estático = temperatura variável	LC50
Crustacea	Amphipoda	Hyalellidae	<i>Hyalella azteca</i>	STOUGHTON et al. (2008)	28d crônico, renovação 2d; 4d agudo estático; 4d crônico + 24d recuperação	EC50, LC50
Insecta	Diptera	Chironomidae	<i>Chironomus tentans</i>	STOUGHTON et al. (2008)	28d crônico, renovação 2d; 4d agudo estático; 4d crônico + 24d recuperação	EC50, LC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	PAVLAKI et al. (2011)	21d crônico, renovação 2d; 21d crônico, renovação 2d + Ni	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i>	PAVLAKI et al. (2014)	21d crônico, renovação; 21d crônico, renovação + alimento variável	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (neonate)	TISLER et al. (2009)	2d agudo, estático + 21d crônico	EC50

Classe	Ordem	Família	Espécie	Fonte	Desenho experimental	Endpoint
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Aedes aegypti</i> (pupae, larva)	TOMÉ et al. (2014)	10d crônico, estático	EC50
Crustacea	Cladocera	Daphniidae	<i>Daphnia magna</i> (neonate)	TOUMI et al. (2015)	2d agudo, estático + 21d crônico, renovação 2d	EC50
Insecta	Diptera	Culicidae	<i>Culex quinquefasciatus</i> (larva)	URAGAYALA et al. (2015)	3d agudo, estático + diferentes linhagens	LC50
Insecta	Ephemeroptera	Baetidae	<i>Cloeon dipterum</i> (nymph)	VAN DEN BRINK et al. (2016)	4d agudo, estático + outono/primavera/inverno; 28d crônico, renovação + outono/inverno	EC50, LC50
Insecta	Ephemeroptera	Caenidae	<i>Caenis horaria</i> (nymph)	VAN DEN BRINK et al. (2016)	4d agudo, estático + outono/primavera/inverno; 28d crônico, renovação + outono/inverno	EC50, LC50
Insecta	Trichoptera	Limnephilidae	<i>Cheumatopsyche brevilineata</i> (instar)	YOKOYAMA et al. (2009)	2d agudo, estático	EC50

6 CONCLUSÃO GERAL

Esta tese oferece uma contribuição significativa para o entendimento da biodiversidade, ecologia e vulnerabilidade dos crustáceos decápodes de água doce na bacia superior do Rio Napo, Equador. Através de uma abordagem integrada, combinando análises moleculares, estudos ecológicos de campo e experimentos em mesocosmos, este trabalho revela padrões complexos de diversidade críptica, distribuição e sensibilidade a estressores ambientais.

Diversidade Críptica e Padrões Evolutivos

O primeiro capítulo demonstrou a presença de uma diversidade críptica entre os crustáceos decápodes da região, identificando seis linhagens evolutivas distintas: duas do gênero *Macrobrachium*, duas da família Trichodactylidae e duas da família Pseudothelphusidae. As análises filogenéticas, baseadas em marcadores mitocondriais (16S e COI), revelaram divergências genéticas superiores aos limiares típicos para delimitação de espécies em crustáceos decápodes, sugerindo a existência de espécies potencialmente novas ou linhagens evolutivas únicas. Esta descoberta ressalta a importância da bacia superior do Rio Napo como uma zona de alta biodiversidade para crustáceos de água doce, possivelmente influenciado pela complexa história geológica e heterogeneidade ambiental da região.

Ecologia e Distribuição

O segundo capítulo expandiu nossa compreensão sobre a ecologia e distribuição desses organismos, revelando padrões complexos influenciados por fatores ambientais e pressões antropogênicas. A família Palaemonidae, particularmente o gênero *Macrobrachium*, mostrou-se dominante, representando 89,7% dos espécimes coletados. As análises de correspondência canônica e modelos lineares generalizados identificaram a altitude como a variável ambiental mais significativa na estruturação dessas comunidades, seguida pelo índice de pressão antropogênica (IPA). A ausência de crustáceos decápodes em áreas com alto IPA destaca a sensibilidade desses organismos à degradação ambiental, sugerindo seu potencial como bioindicadores.

Vulnerabilidade a Estressores Ambientais

O terceiro capítulo forneceu evidências experimentais sobre a alta sensibilidade de *Macrobrachium aff. brasiliense* ao pesticida imidacloprid, um contaminante emergente na região amazônica. Os experimentos em mesocosmos revelaram uma LC50 de $0,0148 \pm 0,017 \mu\text{g/L}$ após 28 dias de exposição, indicando uma sensibilidade notavelmente maior que a observada em crustáceos decápodes de regiões temperadas. Alterações significativas no comportamento e na tolerância térmica máxima foram observadas mesmo em concentrações subletais, com a frequência de cruzamento emergindo como o parâmetro mais sensível (EC50: $0,0014 \pm 0,0014 \mu\text{g/L}$).

Implicações para Conservação e Manejo

Os resultados desta tese têm implicações importantes para a conservação e manejo dos ecossistemas aquáticos na Amazônia equatoriana:

1. A descoberta de diversidade críptica ressalta a necessidade de revisões taxonômicas e estudos adicionais para caracterizar adequadamente a biodiversidade da região.
2. A sensibilidade das espécies a gradientes ambientais e pressões antropogênicas destaca a importância de preservar a heterogeneidade de habitats e mitigar impactos humanos para manter a diversidade de crustáceos decápodes.
3. A alta vulnerabilidade de *M. aff. brasiliense* ao imidacloprid, em concentrações já detectadas na região, aponta para a urgência de regulamentações mais rigorosas sobre o uso de pesticidas e monitoramento de contaminantes em ecossistemas aquáticos amazônicos.

Perspectivas Futuras

Este trabalho abre caminhos para futuras investigações, incluindo:

1. Estudos taxonômicos detalhados para descrever formalmente as potenciais novas espécies identificadas.
2. Pesquisas de longo prazo sobre os impactos das mudanças climáticas e do uso da terra nas populações de crustáceos decápodes.
3. Investigações sobre os mecanismos fisiológicos subjacentes à alta sensibilidade desses organismos a contaminantes em condições tropicais.
4. Desenvolvimento de protocolos de biomonitoramento utilizando crustáceos decápodes como indicadores de qualidade ambiental em ecossistemas amazônicos.

Considerações Finais

Esta tese não apenas contribui para o avanço do conhecimento científico sobre crustáceos decápodes amazônicos do Equador, mas também fornece informações cruciais para a formulação de políticas de conservação. A abordagem multidisciplinar adotada, integrando genética molecular, ecologia de campo e ecotoxicologia, oferece uma visão holística dos desafios enfrentados por esses organismos em um ambiente em rápida transformação.

A alta sensibilidade de *M. aff. brasiliense* ao Imidacloprid, combinada com a rápida dissipação do composto em condições tropicais, destaca a complexidade das interações entre contaminantes e organismos aquáticos na Amazônia. Esses resultados enfatizam a necessidade de considerar as particularidades dos ecossistemas tropicais na avaliação de risco e regulamentação de pesticidas.

Além disso, a identificação de linhagens evolutivas únicas e padrões de distribuição complexos ressalta o papel da bacia superior do Rio Napo como um importante centro de diversificação para

crustáceos de água doce. A preservação dessa diversidade requer uma abordagem de conservação que considere tanto a variabilidade genética quanto a heterogeneidade ambiental da região.

Em conclusão, esta tese fornece uma base sólida para compreender e proteger a diversidade única de crustáceos decápodes na bacia superior do Rio Napo, enfatizando a necessidade de uma abordagem integrada que considere tanto a complexidade evolutiva quanto a vulnerabilidade ecológica desses organismos face às crescentes pressões ambientais na região amazônica. Os conhecimentos gerados por este estudo não apenas enriquecem nosso conhecimento científico, mas também oferecem ferramentas valiosas para a conservação e gestão sustentável desses importantes componentes dos ecossistemas aquáticos neotropicais.

REFERÊNCIAS

- AAEN, S. M.; HORSBERG, T. E. A screening of medicinal compounds for their effect on egg strings and nauplii of the salmon louse *Lepeophtheirus salmonis* (Kroyer). *Journal of Fish Diseases*, v. 39, n. 10, p. 1201-1212, 2016.
- ACEVEDO-ALONSO, A.; CUMBERLIDGE, N. Updated extinction risk assessment of the Colombian freshwater crabs (Brachyura: Pseudothelphusidae, Trichodactylidae) reveals an increased number of threatened species. Em: *Recent Advances in Freshwater Crustacean Biodiversity and Conservation*. CRC Press, p. 405-424, 2021.
- AGATZ, A.; ASHAUER, R.; BROWN, C. D. Imidacloprid perturbs feeding of *Gammarus pulex* at environmentally relevant concentrations. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 33, n. 3, p. 648-653, 2014.
- AHMED, M. A. I.; MATSUMURA, F. Synergistic actions of formamidine insecticides on the activity of pyrethroids and neonicotinoids against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, v. 49, n. 6, p. 1405-1410, 2012.
- ALARCON, D. T.; DE LEME, M. H. A.; COBO, V. J. Population Structure of the Freshwater Crab *Trichodactylus fluviatilis* Latreille, 1828 (Decapoda, Trichodactylidae) in Ubatuba, Northern Coast of Sao Paulo State, Brazil. Em: ESCOBAR-BRIONES, E.; ALVAREZ, F. (eds.). *Modern Approaches to the Study of Crustacea*. Boston: Springer, 2002.
- ALEXANDER, A. C.; CULP, J. M.; LIBER, K.; CESSNA, A. J. Effects of insecticide exposure on feeding inhibition in mayflies and oligochaetes. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 26, n. 8, p. 1726-1732, 2007.
- ÁLVAREZ, F.; OJEDA, J. C.; SOUZA-CARVALHO, E.; VILLALOBOS, J. L.; MAGALHÃES, C.; WEHRTMANN, I. S.; MANTELATTO, F. L. Revision of the higher taxonomy of Neotropical freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae, based on multigene and morphological analyses. *Zoological Journal of the Linnean Society*, v. 193, n. 3, p. 973-1001, 2021.

- ALVES, D. F. R.; MARTINEZ, P. A.; MAGALHÃES, C.; BARROS-ALVES, S. P.; ALMEIDA, A. C.; AMADO, T. F. Global patterns and predictors of primary freshwater crab richness across taxa and realms. *Hydrobiologia*, v. 851, p. 1-19, 2024.
- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA). Standard methods for the examination of water and wastewater. 22. ed. Washington, DC: APHA/AWWA/WEF, 2012.
- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING MATERIALS (ASTM). *Standard Guide for Behavior Testing in Aquatic Toxicology*. E1604-94, 1994.
- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING MATERIALS (ASTM). *Standard Guide for Measurement of Behavior During Fish Toxicity Tests*. E1711-95, 1995.
- ANDERSON, M. J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology*, v. 26, n. 1, p. 32-46, 2001.
- ANGER, K. Neotropical *Macrobrachium* (Caridea: Palaemonidae): on the biology, origin, and radiation of freshwater-invading shrimp. *Journal of Crustacean Biology*, v. 33, n. 2, p. 151-183, 2013.
- ANISIMOVA, M.; GIL, M.; DUFAYARD, J. F.; DESSIMOZ, C.; GASCUEL, O. Survey of branch support methods demonstrates accuracy, power, and robustness of fast likelihood-based approximation schemes. *Systematic Biology*, v. 60, n. 5, p. 685-699, 2011.
- ARIAS-PINEDA, J. Y.; REALPE, E.; GONZÁLEZ-ROSAS, C. Distribución espacial y aspectos ecológicos de *Neostrengeria macropa* (Decapoda: Pseudothelphusidae) en la sabana de Bogotá, Colombia. *Revista mexicana de biodiversidad*, 92, 2021.
- ASHAUER, R.; CARAVATTI, I.; HINTERMEISTER, A.; ESCHER, B.I. Bioaccumulation kinetics of organic xenobiotic pollutants in the freshwater invertebrate *Gammarus pulex* modeled with prediction intervals. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 29, n. 7, p. 1625-1636, 2010.
- AZEVEDO-PEREIRA, H. M. V. S.; LEMOS, M. F. L.; SOARES, A. M. V. M. Behaviour and growth of *Chironomus riparius* Meigen (Diptera: Chironomidae) under imidacloprid pulse and constant exposure scenarios. *Water, Air, & Soil Pollution*, v. 219, n. 1-4, p. 215-224, 2010.
- BARIOTO, J. G.; MORAES, I. R. R.; CASTILHO, A. L. A first report of the genome size for the freshwater-crab family Trichodactylidae (Decapoda: Brachyura). *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 1, 2024.

- BARTLETT, A. J.; HEDGES, A. M.; INTINI, K. D.; BROWN, L. R.; MAISONNEUVE, F. J.; ROBINSON, S. A.; GILLIS, P. L.; DE SOLLA, S. R. Lethal and sublethal toxicity of neonicotinoid and butenolide insecticides to the mayfly, *Hexagenia* spp. *Environmental Pollution*, v. 238, p. 63-75, 2018.
- BAUER, R. T. Amphidromy in shrimps: a life cycle between rivers and the sea. *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 4, p. 633-650, 2013.
- BAUER, R. T. Remarkable shrimps: adaptations and natural history of the carideans. Norman: University of Oklahoma Press, 2004.
- BEKETOV, M. A.; LIESS, M. Potential of 11 pesticides to initiate downstream drift of stream macroinvertebrates. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 55, n. 2, p. 247-253, 2008.
- BENONE, N. L.; LEAL, C. G.; DOS SANTOS, L. L.; MENDES, T. P.; HEINO, J.; DE ASSIS MONTAG, L. F. Unravelling patterns of taxonomic and functional diversity of Amazon stream fish. *Aquatic Sciences*, v. 82, p. 1-11, 2020.
- BESTER, L. C.; WEGE, M.; PIRK, C. W. W. The influence of sublethal neonicotinoid doses on individual *Apis mellifera scutellata* thermotolerance. *Apidologie*, v. 54, n. 1, p. 7, 2023.
- BOTTGER, R.; SCHALLER, J.; MOHR, S. Closer to reality--the influence of toxicity test modifications on the sensitivity of *Gammarus roeseli* to the insecticide imidacloprid. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 81, p. 49-54, 2012.
- BOUBLI, J. P.; JANIYAK, M. C.; PORTER, L. M.; DE LA TORRE, S.; CORTÉS-ORTIZ, L.; DA SILVA, M. N.; MESSIAS, M.; HRBEK, T.; FARIAS, I. P.; ROOS, C. Ancient DNA of the pygmy marmoset type specimen *Cebuella pygmaea* (Spix, 1823) resolves a taxonomic conundrum. *Zoological Research*, v. 42, n. 6, p. 761, 2021.
- BROWN, C. F. et al. Dynamic World, Near real-time global 10 m land use land cover mapping. *Scientific Data*, v. 9, n. 1, p. 251, 2022.
- BUENO, A. A.; BONATTO, C. R.; ALMEIDA, A. C. Influence of environmental variables on seasonal abundance and relative growth of *Macrobrachium amazonicum* (Crustacea: Decapoda: Caridea): variations of a continental population. *Iheringia - Série Zoologia*, v. 109, e2019018, 2019.

- BURNHAM, K. P.; ANDERSON, D. R. Model selection and multimodel inference: a practical information-theoretic approach. 2nd ed. New York: Springer, 2002.
- BUTCHERINE, P.; KELAHER, B. P.; TAYLOR, M. D.; LAWSON, C.; BENKENDORFF, K. Acute toxicity, accumulation and sublethal effects of four neonicotinoids on juvenile Black Tiger Shrimp (*Penaeus monodon*). *Chemosphere*, v. 275, p. 129918, 2021.
- CABRERA, M.; CAPPARELLI, M. V.; ÑACATO-CH, C.; MOULATLET, G. M.; LÓPEZ-HERAS, I.; DÍAZ GONZÁLEZ, M.; ALVEAR-S, D.; RICO, A. Effects of intensive agriculture and urbanization on water quality and pesticide risks in freshwater ecosystems of the Ecuadorian Amazon. *Chemosphere*, [s.l.], v. 337, p. 139286, 2023.
- CABRERA, M.; CAPPARELLI, M. V.; ORTEGA-ANDRADE, H. M.; MEDINA-VILLAMIZAR, E. J.; RICO, A. Effects of the insecticide imidacloprid on aquatic invertebrate communities of the Ecuadorian Amazon. *Environmental Pollution*, v. 357, p. 124459, 2024.
- CAMPOS, M. R. Crustáceos decápodos de agua dulce de Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, 2014.
- CAMPOS, M. R. Decápodos de agua dulce del Suborden Brachyura reportados para Colombia. *Caldasia*, v. 14, n. 67/70, p. 265-284, 1985.
- CAMPOS, M. R. Familia Trichodactylidae. Em: CAMPOS, M. R. (Ed.). Crustáceos decápodos de agua dulce de Colombia. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia, p. 245-289, 2016.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Distribution and species diversity of freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae in Colombia (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Nauplius*, v. 28, e2020036, 2020.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Species diversity of freshwater Decapod Crustaceans (crabs and shrimps) from Colombia. Em: WEHRTMANN, I. S.; BAUER, R. T. (Eds.). Studies on Decapoda and Copepoda in Memory of Michael Türkay. Leiden: Brill, p. 113-138, 2018.
- CAMPOS, M. R.; CAMPOS, D. Species diversity of freshwater decapod crustaceans (crabs and shrimps) from Colombia. *Crustaceana*, v. 90, n. 7-10, p. 883-908, 2017.

- CAMPOS, M. R.; RODRÍGUEZ, G. Notes on the freshwater crabs of the genus *Moritschus* Pretzmann, 1965 (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae) with description of *M. narinnensis* from southern Colombia. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, v. 101, n. 3, p. 640-643, 2002.
- CAPPARELLI, M.V.; CABRERA, M.; RICO, A.; LUCAS-SOLIS, O.; ALVEAR-S, D.; VASCO, S.; GALARZA, E.; SHIGUANGO, L.; PINOS-VELEZ, V.; PÉREZ-GONZÁLEZ, A.; ESPINOSA, R.; MOULATLET, G.M. An integrative approach to assess the environmental impacts of gold mining contamination in the Amazon. *Toxics*, v. 9, n. 7, p. 149, 2021.
- CARVAJAL, V. L.; SEGOVIA, E. A.; ANDRADE, S.; CARRERA, C. E. Nuevos datos sobre la distribución de *Acetes paraguayensis* Hansen, 1919 (Decapoda: Sergestidae) para el Ecuador. *Revista Politécnica*, v. 41, n. 2, p. 1-8, 2023.
- CARVALHO, F. L.; PILEGGI, L. G.; MANTELATTO, F. L. Molecular data raise the possibility of cryptic species in the Brazilian endemic prawn *Macrobrachium potiuana* (Decapoda, Palaemonidae). *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 4, p. 707-717, 2013.
- CARVALHO, F.L.; MAGALHÃES, C.; MANTELATTO, F.L. A molecular and morphological approach on the taxonomic status of the Brazilian species of *Palaemon* (Decapoda, Palaemonidae). *Zoologica Scripta*, 49, 101-116, 2020.
- CASTELLO, L.; MCGRATH, D.G.; HESS, L.L.; COE, M.T.; LEFEBVRE, P.A.; PETRY, P.; MACEDO, M.N.; RENÓ, V.F.; ARANTES, C.C. The vulnerability of Amazon freshwater ecosystems. *Conservation Letters*, v. 6, n. 4, p. 217-229, 2013.
- CAUT, S.; ANGULO, E.; COURCHAMP, F. Variation in discrimination factors ($\Delta^{15}\text{N}$ and $\Delta^{13}\text{C}$): the effect of diet isotopic values and applications for diet reconstruction. *Journal of Applied Ecology*, v. 46, n. 2, p. 443-453, 2009.
- CAVALLARO, M. C.; MORRISSEY, C. A.; HEADLEY, J. V.; PERU, K. M.; LIBER, K. Comparative chronic toxicity of imidacloprid, clothianidin, and thiamethoxam to *Chironomus dilutus* and estimation of toxic equivalency factors. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 36, n. 2, p. 372-382, 2017.
- CHEVALIER, J.; HARSCOËT, E.; KELLER, M.; PANDARD, P.; CACHOT, J.; GROTE, M. Exploration of *Daphnia* behavioral effect profiles induced by a broad range of toxicants with

different modes of action. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 34, n. 8, p. 1760-1769, 2015.

- CLARKE, K. R.; WARWICK, R. M. Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation. 2nd ed. Plymouth: PRIMER-E, 2001.
- COLLEN, B.; WHITTON, F.; DYER, E. E.; BAILLIE, J. E.; CUMBERLIDGE, N.; DARWALL, W. R.; POLLOCK, C.; RICHMAN, N. I.; SOULSBY, A. M.; BÖHM, M. Global patterns of freshwater species diversity, threat and endemism. *Global Ecology and Biogeography*, v. 23, n. 1, p. 40-51, 2014.
- COLLINS, P. A. Environmental stress upon hepatopancreatic cells of freshwater prawns (Decapoda: Caridea) from the floodplain of Paraná River. *Natural Science*. V. 2 n. 7 p. 748 – 759. 2010.
- COLLINS, P. A.; CARNEVALT, R.; CARVALHO, D.; WILLINER, V. Dynamics of decapod crustaceans in a trophic web of continental aquatic environments in Southern South America. *Advances in Environmental Research*, p. 159-185, 2012.
- COLLINS, P. A.; WILLINER, V.; GIRI, F. Trophic relationships in Crustacea Decapoda of a river with a floodplain. Em: ELEWA, A. M. T. (Ed.). *Predation in Organisms: A Distinct Phenomenon*. Berlin: Springer-Verlag, p. 59-86, 2007.
- COSTA E SILVA, R., CUNHA, M. C., MOSSOLIN, E. C.; JACOBUCCI, G. Population structure of *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) (Decapoda: Palaemonidae) in Miranda Hydroelectric Plant Reservoir, Araguari river, Minas Gerais, Brazil. *Acta Limnologica Brasiliensia*, v. 31, e14, 2019.
- COSTA-ARAÚJO, R.; SILVA, D. A.; FARIAS, I. P.; BOUBLI, J. P.; ROSSI, R. V.; CANALE, G. R.; MELO, F. R.; BERTUOL, F.; SILVA, F. E.; HRBEK, T. An integrative analysis uncovers a new, pseudo-cryptic species of Amazonian marmoset (Primates: Callitrichidae: Mico) from the arc of deforestation. *Scientific reports*, v. 11, n. 1, 2021.
- COSTA, L.; KIFFER JR, W.; CASOTTI, C.; RANGEL, J.; MORETTI, M. Influence of *Trichodactylus fluviatilis* on leaf breakdown in streams: Understanding the role of freshwater crabs in detritus-based food webs. *Zoological Studies*, v. 55, e54, 2016.
- COVICH, A. P.; NOGUEIRA, D. G.; DE OLIVEIRA R. F.; VALENTE-NETO, F.; SABINO, JOSÉ; SEVERO-NETO, F.; TAYLOR, B.; YANG, C.; NASSAR, W.; SILVA, V.; LAPS, R.; SOUZA,

- F. Linking Neotropical riparian and stream food webs: nocturnal foraging behavior and facilitation among decapods in response to added palm fruit. *Hydrobiologia*, v. 852, 2024.
- CRUZ, B. R. F.; CUNHA, M. C.; BUENO, A. A. de P.; JACOBUCCI, G. B. Natural diet of *Macrobrachium brasiliense* (Crustacea, Decapoda) in a cerrado stream. *Iheringia - Serie Zoologia*, v. 111, 2021.
- CUMBERLIDGE, N. Global diversity and conservation of freshwater crabs (Crustacea: Decapoda: Brachyura). Em: KAWAI, T.; CUMBERLIDGE, N. (Eds.). A Global Overview of the Conservation of Freshwater Decapod Crustaceans. Cham: Springer, p. 1-22, 2016.
- CUMBERLIDGE, N.; ALVAREZ, F.; VILLALOBOS, J. L. Results of the global assessment of freshwater crabs (Brachyura: Pseudothelphusidae, Trichodactylidae) with recommendations for biologists. *Nauplius*, v. 22, n. 1, p. 1-10, 2014.
- CUMBERLIDGE, N.; DANIELS, S. R. A new multilocus phylogeny reveals overlooked diversity in African freshwater crabs (Brachyura: Potamoidea): a major revision with new higher taxa and genera. *Zoological Journal of the Linnean Society*, v. 194, n. 4, p. 1268-1311, 2022.
- CUMBERLIDGE, N.; PETER K. L. Systematics, Evolution, and Biogeography of Freshwater Crabs. Em: MARTIN, J. W.; CRANDALL, K. A.; FELDER, D. L. (Eds.). Decapod Crustacean Phylogenetics. Boca Raton: CRC Press, p. 491-508. (Crustacean Issues, v. 18), 2009.
- DANIELS, S. R.; PEER, N.; MYBURGH, A. M.; BARNES, A.; KLAUS, S. Let's get high: Cladogenesis in freshwater crabs (Decapoda: Potamonautidae: *Potamonautes*) supports the mountain gradient speciation hypothesis in the Cape Fold and Drakensberg Mountains, South Africa. *Ecology and Evolution*, v. 14, e10960, 2024.
- DE GRAVE, S.; DECOCK, W.; DEKEYZER, S.; DAVIE, P. J. F.; FRANSEN, C. H. J. M.; BOYKO, C. B.; SANTOS, S. Benchmarking global biodiversity of decapod crustaceans (Crustacea: Decapoda). *Journal of Crustacean Biology*, v. 43, n. 3, p. ruad042, 2023.
- DECANET eds. DecaNet. Disponível em: <https://www.decanet.info>. Acesso em: 18 abr. 2025. doi:10.14284/600
- DUCHET, C.; HOU, F.; SINCLAIR, C. A.; TIAN, Z.; KRAFT, A.; KOLAR, V.; KOLODZIEJ, E. P.; MCINTYRE, J. K.; STARK, J. D. Neonicotinoid mixture alters trophic interactions in a freshwater aquatic invertebrate community. *Science of The Total Environment*, v. 897, p. 165419, 2023.

- ENCALADA, A. C.; GUAYASAMIN, J. M.; SUÁREZ, E.; MENA, C. F.; LESSMANN, J.; SAMPEDRO, C.; MARTÍNEZ, P.; OCHOA-HERRERA, V.; SWING, K.; CELINACAK, M.; SCHRECKINGER, J.; VIEIRA, J.; TAPIA, A.; SERRANO, C.; BARRAGÁN, K.; ANDRADE, S.; ALEXIADES, A.; TROYA, M. J. Los ríos de las cuencas Andino-Amazónicas: Herramientas y guía de invertebrados para el diseño de programas de monitoreo. [S.l.: s.n.], 2019.
- ENGLERT, D.; BUNDSCHUH, M.; SCHULZ, R. Population-level effects of multigeneration neonicotinoid exposure on *Gammarus fossarum*. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 36, n. 10, p. 2155-2166, 2017.
- FAO; PNUMA. Food and Agriculture Organization; Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente. Agricultural Pesticide Management in Developing Countries, 2022.
- FU, Z.; HAN, F.; HUANG, K.; ZHANG, J.; QIN, J. G.; CHEN, L.; LI, E. Impact of imidacloprid exposure on the biochemical responses, transcriptome, gut microbiota and growth performance of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Hazardous Materials*, v. 419, p. 127513, 2021.
- FUNK, W. C.; CAMINER, M.; RON, S. R. High levels of cryptic species diversity uncovered in Amazonian frogs. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, v. 279, n. 1734, p. 1806–1814, 2011.
- GALARZA, E.; CABRERA, M.; ESPINOSA, R.; ESPITIA, E.; MOULATLET, G.M.; CAPPARELLI, M.V. Assessing the quality of amazon aquatic ecosystems with multiple lines of evidence: the case of the Northeast Andean foothills of Ecuador. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 107, p. 52-61, 2021.
- GARCÍA-DÁVILA, C. R.; MAGALHÃES, C. Revisão taxonômica dos camarões de água doce (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae, Sergestidae) da Amazônia Peruana. *Acta Amazonica*, v. 33, n. 4, p. 663-686, 2003.
- GARCÍA-DE LA PARRA, L. M.; BAUTISTA-COVARRUBIAS, J. C.; RIVERA-DE LA ROSA, N.; BETANCOURT-LOZANO, M.; GUILHERMINO, L. Effects of methamidophos on acetylcholinesterase activity, behavior, and feeding rate of the white shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 65, n. 3, p. 372-380, 2006.

- GARCÍA-GUERRERO, M. U.; BECERRIL-MORALES, F.; VEGA-VILLASANTE, F.; ESPINOSA-CHAURAND, L. D. The Macrobrachium prawns with economic and fisheries importance in Latin America: present knowledge, ecological role, and conservation. *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 4, p. 651-675, 2013.
- GENEIOUS PRIME. Version 2024.0.2. [S.l.]: Biomatters Ltd., 2024. Disponível em: <https://manual.geneious.com/en/latest/9-Alignments.html>. Acesso em: 25 set. 2024.
- GORE, J. A.; BANNING, J. Discharge measurements and streamflow analysis. Em: HAUER, F. R.; LAMBERTI, G. A. (Eds.). *Methods in Stream Ecology*. 3rd ed. London: Academic Press, 2017. p. 49-70.
- HAIR, J. F. Multivariate data analysis: An overview. Em: *ENCYCLOPEDIA of statistical science*. [S.l.: s.n.], p. 904-907, 2011.
- HAYASAKA, D.; KORENAGA, T.; SUZUKI, K.; SAITO, F.; SÁNCHEZ-BAYO, F.; GOKA, K. Cumulative ecological impacts of two successive annual treatments of imidacloprid and fipronil on aquatic communities of paddy mesocosms. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 80, p. 355-362, 2012.
- HAYASAKA, D.; SUZUKI, K.; NOMURA, T.; NISHIYAMA, M.; NAGAI, T.; SÁNCHEZ-BAYO, F.; GOKA, K. Comparison of acute toxicity of two neonicotinoid insecticides, imidacloprid and clothianidin, to five cladoceran species. *Journal of Pesticide Science*, v. 38, n. 1, p. 44-47, 2013.
- HAZZI, N. A.; MORENO, J. S.; ORTIZ-MOVLIAV, C.; PALACIO, R. D. Biogeographic regions and events of isolation and diversification of the endemic biota of the tropical Andes. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, v. 115, n. 31, p. 7985-7990, 2018.
- HOLTHUIS, L. B. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea Decapoda Natantia) of the Americas. I. The subfamilies Euryrhynchinae and Pontoniinae. Allan Hancock Foundation Publications: Occasional Paper, v. 11, p. 1-332, 1951.
- HOLTHUIS, L. B. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea Decapoda Natantia) of the Americas. II. The subfamily Palaemoninae. Los Angeles: University of Southern California Press, 396 p. (Allan Hancock Foundation Publications, Occasional Paper, n. 12). 1952.

- HOOK, S. E.; DOAN, H.; GONZAGO, D.; MUSSON, D.; DU, J.; KOOKANA, R.; SELLARS, M. J.; KUMAR, A. The impacts of modern-use pesticides on shrimp aquaculture: An assessment for north eastern Australia. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 148, p. 770-780, 2018.
- HOORN, C.; WESSELINGH, F. P.; TER STEEGE, H.; BERMUDEZ, M. A.; MORA, A.; SEVINK, J.; SANMARTÍN, I.; SANCHEZ-MESEGUER, A.; ANDERSON, C. L.; FIGUEIREDO, J. P.; JARAMILLO, C.; RIFF, D.; NEGRI, F. R.; HOOGHIEMSTRA, H.; LUNDBERG, J.; STADLER, T.; SÄRKINEN, T.; ANTONELLI, A. Amazonia through time: Andean uplift, climate change, landscape evolution, and biodiversity. *Science*, v. 330, n. 6006, p. 927-931, 2010.
- HUANG, Y., HONG, Y., YIN, H., YAN, G., HUANG, Q., LI, Z.M.; HUANG, Z. Imidacloprid induces locomotion impairment of the freshwater crayfish, *Procambarus clarkii* via neurotoxicity and oxidative stress in digestive system. *Aquatic Toxicology*, v. 238, p. 105913, 2021.
- HUDSON, D. M.; PHILLIPS, G.; LASSO, C. A.; CAMPOS, M. R. Threats to endemic Colombian freshwater crabs associated with climate change and human-mediated activities. Em: Recent Advances in Freshwater Crustacean Biodiversity and Conservation. CRC Press, p. 425-444, 2021.
- HURLBERT, S. H. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. *Ecological Monographs*, v. 54, n. 2, p. 187-211, 1984.
- IEROMINA, O.; PEIJNENBURG, W. J. G. M.; DE SNOO, G.; MÜLLER, J.; KNEPPER, T. P.; VIJVER, M. G. Population responses of *Daphnia magna* Straus 1820 to perfluorooctane sulfonic acid and perfluorooctanoic acid. *Environmental Science & Technology*, v. 48, n. 21, p. 12307-12314, 2014.
- JOLLIFFE, I. T. *Principal Component Analysis*. 2. ed. New York: Springer, 2002.
- KEY, P.; CHUNG, K.; SIEWICKI, T.; FULTON, M. Toxicity of three pesticides individually and in mixture to larval grass shrimp (*Palaemonetes pugio*). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 68, n. 2, p. 272-277, 2007.
- KREUTZWEISER, D. P.; GOOD, K. P.; CHARTRAND, D. T.; SCARR, T. A.; THOMPSON, D. G. Toxicity of the systemic insecticide, imidacloprid, to forest stream insects and microbial communities. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 80, n. 3, p. 211-214, 2008.

- LANTEIGNE, M.; WHITING, S. A.; LYDY, M. J. Mixture toxicity of imidacloprid and cyfluthrin to two non-target species, the fathead minnow *Pimephales promelas* and the amphipod *Hyaella azteca*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 68, n. 2, p. 354-361, 2015.
- LEBLANC, H. M. K.; CULP, J. M.; BAIRD, D. J.; ALEXANDER, A. C.; CESSNA, A. J. Single versus combined lethal effects of three agricultural insecticides on larvae of the freshwater insect *Chironomus dilutus*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 63, n. 3, p. 378-390, 2012.
- LEPŠ, J.; ŠMILAUER, P. Multivariate analysis of ecological data using CANOCO. 1. ed. Cambridge: Cambridge University Press, 2003.
- LESSMANN, J.; GUAYASAMIN, J.M.; CASNER, K.L.; FLECKER, A.S.; FUNK, W.C.; GHALAMBOR, C.K.; GILL, B.A.; JÁCOME-NEGRETE, I.; KONDRATIEFF, B.C.; POFF, L.N.; SCHRECKINGER, J.; THOMAS, S.A.; TORAL-CONTRERAS, E.; ZAMUDIO, K.R.; ENCALADA, A.C. Freshwater vertebrate and invertebrate diversity patterns in an Andean-Amazon basin: implications for conservation efforts. *Neotropical Biodiversity*, v. 2, n. 1, p. 99-114, 2016.
- LIU, H.; XU, Q.; ZHANG, L.; LIU, N. Chlorpyrifos resistance in mosquito *Culex quinquefasciatus*. *Journal of Medical Entomology*, v. 42, n. 5, p. 815-820, 2004.
- LIU, M. Y.; CAI, Y. X.; TZENG, C. S. Molecular Systematics of the Freshwater Prawn Genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae) Inferred from mtDNA Sequences, with Emphasis on East Asian Species. *Zoological Studies*, v. 46, n. 3, p. 272-289, 2007.
- LOUREIRO, S.; SVENDSEN, C.; FERREIRA, A. L. G.; PINHEIRO, C.; RIBEIRO, F.; SOARES, A. M. V. M. Toxicity of three binary mixtures to *Daphnia magna*: comparing chemical modes of action and deviations from mixture reference models. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 29, n. 8, p. 1716-1726, 2010.
- LUKANCIC, S.; ZIBRAT, U.; MEZEK, T.; JEREVIC, A.; SIMCIC, T.; BRANCELJ, A. Effects of exposing two non-target crustacean species, *Asellus aquaticus* L., and *Gammarus fossarum* Koch, to atrazine and imidacloprid. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 84, n. 1, p. 85-90, 2010a.

- LUKANCIC, S.; ZIBRAT, U.; MEZEK, T.; JEREBIC, A.; SIMCIC, T.; BRANCELJ, A. A toxicity study of imidacloprid on the aquatic invertebrates *Asellus aquaticus* and *Gammarus fossarum*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 84, n. 1, p. 85-90, 2010b.
- LUTTERSCHMIDT, W. I.; HUTCHISON, V. H. The critical thermal maximum: history and critique. *Canadian Journal of Zoology*, v. 75, n. 10, p. 1561-1574, 1997.
- MADUREIRA, K. H.; LINARES, M. S.; CALLISTO, M. Influence of local environmental factors on the distribution of the invasive species *Macrobrachium pantanalense* dos Santos, Hayd and Anger, 2013 in a large hydropower reservoir. *Biological Invasions*, v. 26, p. 2397-2405, 2025.
- MAGALHÃES, C. A new species of freshwater crab (Decapoda: Pseudothelphusidae) from the southeastern Amazon Basin. *Nauplius*, v. 13, n. 2, p. 177-186, 2005.
- MAGALHÃES, C.; CAMPOS, M.R.; COLLINS, P.A.; MANTELATTO, F.L. Diversity, distribution and conservation of freshwater crabs and shrimps in South America. Em: A Global Overview of the Conservation of Freshwater Decapod Crustaceans, p. 303-322, 2016.
- MAGALHÃES, C.; TÜRKAY, M. Taxonomy of the Neotropical freshwater crab family Trichodactylidae, I: The generic system with description of some new genera (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Senckenbergiana biologica*, v. 75, n. 1-2, p. 63-95, 1996.
- MAGAP. Dirección de Registro de Insumos Agrícolas - AGROCALIDAD. Disponível em: <https://www.agrocalidad.gob.ec/366-2/>. Acesso em: 2024.
- MALONEY, E. M.; MORRISSEY, C. A.; HEADLEY, J. V.; PERU, K. M.; LIBER, K. Cumulative toxicity of neonicotinoid insecticide mixtures to *Chironomus dilutus* under acute exposure scenarios. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 37, n. 11, p. 2727-2735, 2018.
- MANI, M. Pest management in horticultural crops under protected cultivation. Em: Trends in Horticultural Entomology, p. 387-417, 2022.
- MANTELATTO, F. L.; MAGALHÃES, C.; SOUZA-CARVALHO, E. A.; PANTALEÃO, J. A. F.; WEHRTMANN, I. S. Multi-gene phylogeny of the primary freshwater crab genus *Ptychophallus* Smalley, 1964 (Pseudothelphusidae: Ptychophallinae) from the Neotropical region. *Zoology*, v. 164, p. 126169, 2024.

- MATZEN DA SILVA, J.; CREER, S.; DOS SANTOS, A.; COSTA, A.C.; CUNHA, M.R.; COSTA, F.O.; CARVALHO, G.R. Systematic and evolutionary insights derived from mtDNA COI barcode diversity in the Decapoda (Crustacea: Malacostraca). *PLoS One*, v. 6, n. 5, e19449, 2011.
- MCCUNE, B.; GRACE, J. B. Analysis of ecological communities. Glenden Beach, OR: MjM Software Design, 2002.
- MCHUGH, M. L. The chi-square test of independence. *Biochemia Medica*, v. 23, n. 2, p. 143-149, 2013.
- MCINTYRE, N. E.; KNOWLES-YÁNEZ, K.; HOPE, D. Urban ecology as an interdisciplinary field: differences in the use of “urban” between the social and natural sciences. *Urban Ecosystems*, v. 4, n. 1, p. 5-24, 2000.
- MCKIGHT, P. E.; NAJAB, J. Kruskal-Wallis Test. Em: WEINER, I. B.; CRAIGHEAD, W. E. (Eds.). The Corsini Encyclopedia of Psychology. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, 2010.
- MCNAMARA, J. C.; FREIRE, C. A.; TORRES JR, A. H.; FARIA, S. C. The conquest of fresh water by the palaemonid shrimps: an evolutionary history scripted in the osmoregulatory epithelia of the gills and antennal glands. *Biological Journal of the Linnean Society*, v. 114, n. 3, p. 673-688, 2015.
- MEJIA-ORTIZ, L. M.; ALVAREZ, F. Seasonal patterns in the distribution of three species of freshwater shrimp, *Macrobrachium* spp., along an altitudinal river gradient. *Crustaceana*, v. 83, n. 4, p. 385-397, 2010.
- MELO, G. A. S. Manual de identificação dos Crustacea Decapoda de água doce do Brasil. São Paulo: Edições Loyola, 2003.
- MENA, J.; ENCALADA, A. Impactos de actividades antropogénicas discriminados por elementos mayores y traza en el camarón de río *Macrobrachium brasiliense* en la Amazonía ecuatoriana. 2016. Dissertação (Mestrado) - Universidad San Francisco de Quito, Quito, 2016.
- MERGA, L. B.; VAN DEN BRINK, P. J. Ecological effects of imidacloprid on a tropical freshwater ecosystem and subsequent recovery dynamics. *Science of the Total Environment*, v. 784, p. 147167, 2021.
- MEYER, C. P.; PAULAY, G. DNA barcoding: error rates based on comprehensive sampling. *PLoS Biology*, v. 3, n. 12, p. e422, 2005.

- MINH, B. Q.; SCHMIDT, H. A.; CHERNOMOR, O.; SCHREMPF, D.; WOODHAMS, M. D.; VON HAESSELER, A.; LANFEAR, R. IQ-TREE 2: New models and efficient methods for phylogenetic inference in the genomic era. *Molecular Biology and Evolution*, v. 37, n. 5, p. 1530-1534, 2020.
- MURPHY, N. P.; AUSTIN, C. M. Phylogenetic relationships of the globally distributed freshwater prawn genus *Macrobrachium* (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae): biogeography, taxonomy and the convergent evolution of abbreviated larval development. *Zoologica Scripta*, v. 34, n. 2, p. 187-197, 2005.
- NACHAR, N. The Mann-Whitney U: A test for assessing whether two independent samples come from the same distribution. *Tutorials in Quantitative Methods for Psychology*, v. 4, n. 1, p. 13-20, 2008.
- NANOPORE PROTOCOL. (2008). *PCR barcoding (96) amplicons (SQK-LSK109)*.
- NOGUEIRA, C. S.; ALVES, D. F. R.; COSTA, R. C.; ALMEIDA, A. C. Seasonal variation in the population structure of the freshwater prawn *Macrobrachium brasiliense* in a neotropical region. *Nauplius*, v. 29, p. e2021048, 2021.
- NOGUEIRA, C. S.; PANTALEÃO, J. A. F.; ALMEIDA, A. C.; COSTA, R. C. Male morphotypes of the freshwater prawn *Macrobrachium brasiliense* (Decapoda: Caridea: Palaemonidae). *Invertebrate Biology*, v. 139, n. 1, p. e12279, 2020.
- NUGNES, R.; RUSSO, C.; ORLO, E.; LAVORGNA, M.; ISIDORI, M. Imidacloprid: Comparative toxicity, DNA damage, ROS production and risk assessment for aquatic non-target organisms. *Journal of Environmental Analytical Toxicology*, v. 13, n. 1, p. 1-12, 2023.
- OLIVEIRA, L. J. F.; SANT'ANNA, B. S.; HATTORI, G. Y. Population biology of the freshwater prawn *Macrobrachium brasiliense* (Heller, 1862) in the Middle Amazon Region, Brazil. *Tropical Zoology*, v. 32, n. 1, p. 19-36, 2019.
- OMS. World Health Organization. Pesticide residues in food - 2015. Report. Rome, 2015.
- OSBORNE, J. W. Best Practices in Data Cleaning: A Complete Guide to Everything You Need to Do Before and After Collecting Your Data. Thousand Oaks, CA: SAGE Publications, 2013.
- OSTERBERG, J. S.; DARNELL, K. M.; BLICKLEY, T. M.; ROMANO, J. A.; RITTSCHOF, D. Acute toxicity and sub-lethal effects of common pesticides in post-larval and juvenile blue crabs,

- Callinectes sapidus*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, v. 424-425, p. 5-14, 2012.
- PALIY, O.; SHANKAR, V. Application of multivariate statistical techniques in microbial ecology. *Molecular Ecology*, v. 25, n. 5, p. 1032-1057, 2016.
- PALUMBI, S. R.; MARTIN, A.; ROMANO, S.; MCMILLAN, W. O.; STICE, L.; GRABOWSKI, G. The simple fool's guide to PCR. Honolulu: Department of Zoology and Kewalo Marine Laboratory, University of Hawaii, 2002.
- PANTALEAO, J. A. F.; CARVALHO-BATISTA, A.; TEODORO, S. S.; COSTA, R. C. The influence of environmental variables in the reproductive performance of *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) (Caridea: Palaemonidae) females in a continental population. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, v. 90, n. 2, p. 1445-1458, 2018.
- PAVLAKI, M. D.; FERREIRA, A. L. G.; SOARES, A. M. V. M.; LOUREIRO, S. Changes of chemical chronic toxicity to *Daphnia magna* under different food regimes. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 109, p. 48-55, 2014.
- PAVLAKI, M. D.; PEREIRA, R.; LOUREIRO, S.; SOARES, A. M. V. M. Effects of binary mixtures on the life traits of *Daphnia magna*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 74, n. 1, p. 99-110, 2011.
- PEREIRA, G.; DE STEFANO, H.; STATON, J.; FARRELL, B. Phylogenetic relationships in some species of the genus *Macrobrachium* based on nucleotide sequences of the mitochondrial gene Cytochrome Oxidase I. *Modern approaches to the study of Crustacea*, p. 319-322, 2002.
- PESTANA, J. L. T.; LOUREIRO, S.; BAIRD, D. J.; SOARES, A. M. V. M. Fear and loathing in the benthos: Responses of aquatic insect larvae to the pesticide imidacloprid in the presence of chemical signals of predation risk. *Aquatic Toxicology*, v. 99, n. 2, p. 281-288, 2010.
- PFAFF, J. D. Determination of inorganic anions by ion chromatography. Em: *Methods for the Determination of Metals in Environmental Samples*. Amsterdam: Elsevier, p. 388-417, 1996.
- PINHEIRO, A. P.; SANTANA, W.; BEZERRA, L. E. A. A new and endangered species of *Kingsleya* Ortmann, 1897 (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Pseudothelphusidae) from Ceará, northeastern Brazil. *Zootaxa*, v. 4171, n. 2, p. 365-372, 2016.

- PRIDGEON, J. W.; PEREIRA, R. M.; BECNEL, J. J.; ALLAN, S. A.; CLARK, G. G.; LINTHICUM, K. J. Susceptibility of *Aedes aegypti*, *Culex quinquefasciatus* Say, and *Anopheles quadrimaculatus* Say to 19 pesticides with different modes of action. *Journal of Medical Entomology*, v. 46, n. 2, p. 446-451, 2009.
- QI, S.; WANG, D.; ZHU, L.; TENG, M.; WANG, C.; XIE, C.; ZHANG, Q. Neonicotinoid insecticides imidacloprid, guadipyr, and cycloxaprid induce acute oxidative stress in *Daphnia magna*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 148, p. 352-358, 2018.
- QUIJADA-RODRÍGUEZ, A. R. et al. Anthropogenic CO₂-mediated freshwater acidification limits survival, calcification, metabolism, and behaviour in stress-tolerant freshwater crustaceans. *Biogeosciences*, v. 18, p. 6499–6516, 2021.
- R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: a language and environment for statistical computing. Version 4.4.1. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2024. Available at: <https://www.r-project.org>.
- RANI, L.; THAPA, K.; KANOJIA, N.; SHARMA, N.; SINGH, S.; GREWAL, A. S.; SRIVAV, A. K.; KAUSHAL, J. An extensive review on the consequences of chemical pesticides on human health and environment. *Journal of Cleaner Production*, v. 283, n. 124657, p. 1-27, 2021.
- RAZALI, N. M.; WAH, Y. B. Power comparisons of Shapiro-Wilk, Kolmogorov-Smirnov, Lilliefors and Anderson-Darling tests. *Journal of Statistical Modeling and Analytics*, v. 2, n. 1, p. 21-33, 2011.
- REYNOLDS, J.; SOUTY-GROSSET, C.; RICHARDSON, A. Ecological roles of crayfish in freshwater and terrestrial habitats. *Freshwater Crayfish*, v. 19, n. 2, p. 197-218, 2013.
- RIAZ, M. A.; CHANDOR-PROUST, A.; DAUPHIN-VILLEMANT, C.; POUPARDIN, R.; JONES, C. M.; STRODE, C.; RÉGENT-KLOECKNER, M.; DAVID, J. P.; REYNAUD, S. Molecular mechanisms associated with increased tolerance to the neonicotinoid insecticide imidacloprid in the dengue vector *Aedes aegypti*. *Aquatic Toxicology*, v. 126, p. 326-337, 2013.
- RIAZ, M. A.; POUPARDIN, R.; REYNAUD, S.; STRODE, C.; RANSON, H.; DAVID, J. P. Impact of glyphosate and benzo [a] pyrene on the tolerance of mosquito larvae to chemical insecticides. Role of detoxification genes in response to xenobiotics. *Aquatic Toxicology*, v. 93, n. 1, p. 61-69, 2009.

- RICHARDS, S. A. Dealing with overdispersed count data in applied ecology. *Journal of Applied Ecology*, v. 45, n. 1, p. 218-227, 2008.
- RICKER, W. E. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada*, v. 191, p. 1-382, 1975.
- RICO, A., ARENAS-SÁNCHEZ, A., PASQUALINI, J., GARCÍA-ASTILLERO, A., CHERTA, L., NOZAL, L.; VIGHI, M. Effects of imidacloprid and a neonicotinoid mixture on aquatic invertebrate communities under Mediterranean conditions. *Aquatic Toxicology*, v. 204, p. 130-143, 2018.
- RIVERA-PÉREZ, J. M.; CRUZ, G. M.; PENHA, I. C. D. S.; JUEN, L. Habitat integrity and interspecific relationships affect the diversity of freshwater crabs in eastern Amazon streams. *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 3, p. ruae044, 2024.
- RODRÍGUEZ, G.; VON STERNBERG, R. A revision of the freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae (Decapoda: Brachyura) from Ecuador. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, v. 111, p. 110-139, 1998.
- ROESSINK, I.; MERGA, L. B.; ZWEERS, H. J.; VAN DEN BRINK, P. J. The neonicotinoid imidacloprid shows high chronic toxicity to mayfly nymphs. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 32, n. 5, p. 1096-1100, 2013.
- ROSE, K. V. S.; JOSEPH, A. Acute toxicity of imidacloprid to various life stages of the giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii*, de Man, 1879. *Saudi Journal of Life Science*, v. 5, n. 12, p. 298-308, 2020.
- ROSSI, N.; MAGALHAES, C.; MESQUITA, E.R.; MANTELATTO, F.L. Uncovering a hidden diversity: a new species of freshwater shrimp *Macrobrachium* (Decapoda: Caridea: Palaemonidae) from Neotropical region (Brazil) revealed by morphological review and mitochondrial genes analyses. *Zootaxa*, v. 4732, n. 1, p. 177-195, 2020.
- SAITO, M.; YAMASHIRO, T.; HAMANO, T.; NAKATA, K. Factors affecting distribution of freshwater shrimps and prawns in the Hiwasa River, southern central Japan. *Crustacean Research*, v. 41, p. 9-22, 2012.

- SÁNCHEZ-BAYO, F.; GOKA, K.; HAYASAKA, D. Contamination of the aquatic environment with neonicotinoids and its implication for ecosystems. *Frontiers in Environmental Science*, v. 4, p. 71, 2016.
- SEGURA, F. R.; SILVA, J. A.; OLIVEIRA, A. C.; OLIVEIRA, M. V.; SANTOS, F. A.; SILVA, R. S. Impact of neonicotinoids on water quality and aquatic ecosystems. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 25, n. 14, p. 13283-13297, 2008.
- SINCLAIR, T.; CRAIG, P.; MALTBY, L. L. Climate warming shifts riverine macroinvertebrate communities to be more sensitive to chemical pollutants. *Global Change Biology*, v. 30, n. 4, p. e17254, 2024.
- SONG, M. Y.; BROWN, J. J. Osmotic effects as a factor modifying insecticide toxicity on *Aedes* and *Artemia*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v. 41, n. 2, p. 195-202, 1998.
- SONG, M. Y.; STARK, J. D.; BROWN, J. J. Comparative toxicity of four insecticides, including imidacloprid and tebufenozide, to four aquatic arthropods. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 16, n. 12, p. 2494-2500, 1997.
- SOUZA-CARVALHO, E. A.; MAGALHÃES, C.; MANTELATTO, F. L. Molecular phylogeny of the *Trichodactylus fluviatilis* Latreille, 1828 (Brachyura: Trichodactylidae) species complex. *Journal of Crustacean Biology*, v. 37, n. 4, p. 375-383, 2017.
- STEIN, A.; KREFT, H. Terminology and quantification of environmental heterogeneity in species-richness research. *Biological Reviews*, v. 90, n. 3, p. 815-836, 2015.
- STURGES, H. A. The choice of a class interval. *Journal of the American Statistical Association*, v. 21, n. 153, p. 65-66, 1926.
- STEWART, R. I.; DOSSENA, M.; BOHAN, D. A.; JEPPESEN, E.; KORDAS, R. L.; LEDGER, M. E.; WOODWARD, G. Mesocosm experiments as a tool for ecological climate-change research. *Advances in Ecological Research*, v. 48, p. 71-181, 2013.
- STOUGHTON, S. J.; LIBER, K.; CULP, J.; CESSNA, A. Acute and chronic toxicity of imidacloprid to the aquatic invertebrates *Chironomus tentans* and *Hyalella azteca* under constant- and pulse-exposure conditions. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, v. 54, n. 4, p. 662-673, 2008.

- SUMON, K. A.; RITIKA, A. K.; PEETERS, E. T. H. M.; RASHID, H.; BOSMA, R. H.; RAHMAN, M. S.; FATEMA, M. K.; VAN DEN BRINK, P. J. Effects of imidacloprid on the ecology of sub-tropical freshwater microcosms. *Environmental Pollution*, v. 236, p. 432-441, 2018.
- TER BRAAK, C. J. F. Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology*, v. 67, p. 1167-1179, 1986.
- TEROSSI, M.; CARDOSO, I. How many species of shrimps (Decapoda: Caridea, Dendrobranchiata, Stenopodidea) in Brazil? Diversity, geographic distribution, and history of taxonomic studies based on the *Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil (Taxonomic Catalog of the Brazilian Fauna)*. *Journal of Crustacean Biology*, v. 44, n. 4, p. ruac070, 2024.
- THOMAS, D. H.; REY, M.; JACKSON, P. E. Determination of inorganic cations and ammonium in environmental waters by ion chromatography with a high-capacity cation-exchange column. *Journal of Chromatography A*, v. 956, n. 1-2, p. 1-2, 2002.
- THUNNISSEN, N. W.; GEURTS, K. A. G.; HOEKS, S.; HENDRIKS, A. J. The impact of imidacloprid and thiacloprid on the mean species abundance in aquatic ecosystems. *Science of The Total Environment*, v. 822, p. 153626, 2022.
- TIŠLER, T.; JEMEC, A.; MOZETIČ, B.; TREBŠE, P. Hazard identification of imidacloprid to aquatic environment. *Chemosphere*, v. 76, n. 7, p. 907-914, 2009
- TUMINI, G.; GIRI, F.; WILLINER, V.; COLLINS, P. The importance of biogeographical history and extant environmental conditions as drivers of freshwater decapod distribution in southern South America. *Freshwater Biology*, v. 61, p. 715-728, 2016.
- VALDÉS, C.; SILVA-NETO, C. M.; SALAS, C.; MUÑOZ-QUEZADA, M.; MAMANI, M.; ARAUJO, R. O. What Can Insects Tell Us about the Use of Pesticides? The Detection and Quantification of Chlorpyrifos via QuEChERS and HEADSPACE-SPME Methods Using GC/MS/MS. *Agronomy*, 2023.
- VALENCIA, D. M.; CAMPOS, M. R. Freshwater prawns of the genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae) of Colombia. *Zootaxa*, v. 1456, n. 1, p. 1-44, 2007.
- VALENCIA, R.; BALSLEV, H.; PAZ Y MIÑO C, G. High tree alpha-diversity in Amazonian Ecuador. *Biodiversity & Conservation*, v. 3, p. 21-28, 1994.

- VAN DEN BRINK, P. J.; VAN SMEDEN, J. M.; BEKELE, R. S.; DIERICK, W.; DE GELDER, D. M.; NOTEBOOM, M.; ROESSINK, I. Acute and chronic toxicity of neonicotinoids to nymphs of a mayfly species and some notes on seasonal differences. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 35, n. 1, p. 128-133, 2016.
- VANNI, M. J. Nutrient cycling by animals in freshwater ecosystems. *Annual Review of Ecology and Systematics*, v. 33, n. 1, p. 341-370, 2002.
- VASILJEVIC, N.; LIM, M.; HUMBLE, E.; SEAH, A.; KRATZER, A.; MORF, N. V.; PROST, S.; OGDEN, R. Developmental validation of Oxford Nanopore Technology MinION sequence data and the NGSspeciesID bioinformatic pipeline for forensic genetic species identification. *Forensic Science International: Genetics*, v. 53, p. 102493, 2021.
- VINAGRE, C.; LEAL, I.; MENDONÇA, V.; FLORES, A. A. Effect of warming rate on the critical thermal maxima of crabs, shrimp and fish. *Journal of Thermal Biology*, v. 47, p. 19-25, 2015.
- WEATHER SPARK. Clima promedio en Tena, Ecuador durante todo el año. 2024. Disponible en: <https://es.weatherspark.com/y/20631/Clima-promedio-en-Tena-Ecuador-durante-todo-el-a%C3%B1o>. Acceso en: 27 ago. 2024.
- WEITZMAN, C. L.; GIBB, K.; CHRISTIAN, K. Skin bacterial diversity is higher on lizards than sympatric frogs in tropical Australia. *PeerJ*, v. 6, p. e5960, 2018.
- WICKRAMASINGHA, P. D.; MORRISSEY, C. A.; PHILLIPS, I. D.; CRANE, A. L.; CHIVERS, D. P.; FERRARI, M. C. Sub-lethal effects of the insecticide, imidacloprid, on the responses of damselfly larvae to chemosensory cues indicating predation risk. *Chemosphere*, v. 356, p. 141926, 2024.
- WORMS DATABASE. DecaNet. *Macrobrachium* Spence Bate, 1868. World Register of Marine Species, 2025. Disponible en: www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=156892. Acceso en: 03 fev. 2025.
- YANG, C.; WEHRTMANN, I. S.; WENGER, S. J.; RUGENSKI, A. T. Neotropical freshwater crabs (Decapoda: Pseudothelphusidae) shred leaves. *Nauplius*, v. 28, p. e2020020, 2020.
- YANG, C.; WENGER, S. J.; RUGENSKI, A. T.; WEHRTMANN, I. S.; CONNELLY, S.; FREEMAN, M. C. Freshwater crabs (Decapoda: Pseudothelphusidae) increase rates of leaf breakdown in a neotropical headwater stream. *Freshwater Biology*, v. 65, n. 10, p. 1673-1684, 2020.

YOKOYAMA, A.; OHTSU, K.; IWAFUNE, T.; NAGAI, T.; YIN, S.; TANAKA, Y.; JINDO, T.; SATO, M.; TAKIMOTO, Y.; KISHIMOTO, T. A useful new insecticide bioassay using first-instar larvae of *Cheumatopsyche brevilineata* (Trichoptera: Hydropsychidae). *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 28, n. 1, p. 604-608, 2009.

ZUUR, A. F.; IENO, E. N.; WALKER, N. J.; SAVELIEV, A. A.; SMITH, G. M. Mixed effects models and extensions in ecology with R. New York: Springer, 574 p. 2009.