



DIVISÃO DO CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM ENTOMOLOGIA - DIENT



**INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS DA AMAZÔNIA
COORDENAÇÃO DE BIODIVERSIDADE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENTOMOLOGIA – PPGENT**

**ABUNDÂNCIA E DIVERSIDADE DE MOSQUITOS
ACRODENDRÓFILOS (DIPTERA, CULICOMORPHA:
CULICIDAE) COLETADOS COM DIFERENTES LARVITRAMPAS
EM ASSENTAMENTO RURAL AMAZÔNICO**

FERNANDO ANTONIO JUTAHY COLARES BATISTA

**MANAUS, AMAZONAS
NOVEMBRO, 2022**

FERNANDO ANTONIO JUTAHY COLARES BATISTA

**ABUNDÂNCIA E DIVERSIDADE DE MOSQUITOS
ACRODENDRÓFILOS (DIPTERA, CULICOMORPHA:
CULICIDAE) COLETADOS COM DIFERENTES LARVITAMPAS
EM ASSENTAMENTO RURAL AMAZÔNICO**

ORIENTADOR: Dr. FELIPE ARLEY COSTA PESSOA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia, do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas, área de concentração em Entomologia.

MANAUS, AMAZONAS

NOVEMBRO, 2022



DIVISÃO DO CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM ENTOMOLOGIA-DIENT



MINISTÉRIO DA
CIÊNCIA, TECNOLOGIA
E INOVAÇÕES



ATA DE DEFESA PÚBLICA

Mestrado

No dia **30 de novembro de 2022**, às 14:00h, horário de Manaus, por videoconferência, reuniu-se a Banca Julgadora de Defesa Pública, composta pelos seguintes Professores Doutores: Rosemary Aparecida Roque (INPA); Luis Paulo Costa de Carvalho (Fiocruz Rondônia) e Francisco Augusto da Silva Ferreira (Estácio-AM) e tendo como suplente o doutor Adam Hendy (Instituto Tropical), a fim de proceder à arguição pública da **Dissertação** do aluno, **Fernando Antônio Jutahy Colares Batista**, intitulado **“Abundância e Diversidade de Mosquitos Acrodendrófilos (Diptera, Culicomorpha, Culicidae) Coletados com Diferentes Larvitrampas em Assentamento Rural Amazônico”**. Cujo trabalho foi conduzido sob a orientação do Doutor: Felipe Arley Costa Pessoa. Após a exposição, o discente foi arguido oralmente pelos membros da Banca Julgadora, tendo recebido o conceito final:

EXAMINADORES	PARECER	ASSINATURA
Rosemary Aparecida Roque	<input checked="" type="checkbox"/> Aprovado	<input type="checkbox"/> Reprovado
Luis Paulo Costa de Carvalho	<input checked="" type="checkbox"/> Aprovado	<input type="checkbox"/> Reprovado
Francisco Augusto da S. Ferreira	<input checked="" type="checkbox"/> Aprovado	<input type="checkbox"/> Reprovado

Aprovado (indica que as modificações mesmo extensas podem ser incluídas a juízo do orientador)

Aprovado com “Distinção” **Aprovado com “Distinção e Louvor”**

Reprovado (indica que o material não é adequado para uma Dissertação/Tese e que o aluno não deve receber o título pleiteado)

Nada mais havendo, foi lavrada a presente ata, que, após lida e aprovado, foi assinada pelos membros da Banca Julgadora.

Dr. Marcio Luiz de Oliveira
Coordenador PPG-Ent
PO nº 133/2021

LISTA DE PRESENÇA – Defesa Pública

INPA-DIENT – Av. André Araújo, 2936, Petrópolis
CEP: 69067-375, Manaus-AM, Brasil.
Fone: (+55) 92 3643-3255
E-mail: cursoent@inpa.gov.br; <http://pq.inpa.gov.br/ent>

Catálogo na Publicação (CIP-Brasil)

B333a Batista, Fernando Antonio Jutahy Colares

Abundância e diversidade de mosquitos Acrodendrúfilos (Diptera, Culicomorpha: Culicidae) coletados com diferentes larvitampas em assentamento rural amazônico / Fernando Antonio Jutahy Colares Batista; orientador Felipe Pessoa. - Manaus: [s. l.], 2023.

3 MB

89 p. : il. color.

Dissertação (Mestrado - Programa de Pós-Graduação em Entomologia) - Coordenação do Programa de Pós-Graduação, INPA, 2023.

1. Acrodendrúfilos. 2. Culicidae. I. Pessoa, Felipe II. Título

CDD 595.77

DEDICATÓRIA

Dedico esse trabalho a pessoas importantes em minha vida, sem as quais não seria possível chegar até aqui.

À minha mãe Luzia Colares, por incentivar e apoiar nossos sonhos, és minha heróina. Te amo!!!

Aos meus irmãos (CB), Sílvia, Marxer e Ana Carla por todo suporte financeiro, intelectual e emocional, como é bom contar com o apoio de vocês (“macaco ajuda macaco”).

Aos meus filhos Lucas, Maria Fernanda e Lara por me ajudarem e me compreenderem em todos os sentidos, vocês são meu combustível.

Às minhas sobrinhas, Alice Valentina, Ana Luiza e Helena Batista pelo carinho e amor.

Aos meus cunhados Adilson Viana pela acolhida e apoio durante esse período e à Valderice Leite pela torcida e incentivo.

À minha esposa Francielly Figueiredo, pelo carinho, amizade e contribuições em todas as esferas da minha vida.

AGRADECIMENTOS

Ao Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA, em especial ao Programa de Pós-graduação em Entomologia – PPG/ENT e aos professores que se reinventaram com as aulas remotas no período de emergência sanitária, certamente seus esforços foram essenciais para a minha formação e crescimento profissional.

Ao Instituto Leônidas e Maria Deane ILMD/Fiocruz Amazônia por disponibilizar os laboratórios, recursos e todo o material necessário para realização dessa dissertação.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas (FAPEAM) - POSGRAD e Apoio Financeiro contemplado no Edital nº. 006/2019, além dos recursos disponibilizados pela FIOTEC/ILMD.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001, ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) por disponibilizarem recursos ao PPG-Entomologia, em especial agradeço à FAPEAM pela bolsa de estudo concedida.

Ao meu orientador Dr. Felipe Pessoa pelas orientações, contribuições e por acreditar que seria possível a realização desse trabalho e à Dra. Claudia María Ríos Velásquez pelos ensinamentos e contribuições.

Às mestras Jéssica Feijó e Heliana Belchior por compartilharem comigo suas experiências e conhecimentos, esse trabalho só foi possível graças ao companheirismo e empenho de vocês, gratidão!!!

Aos companheiros do laboratório LEDTA, em especial ao veterinário José Vicente (Joca), à Dra. Keillen Monick, aos mestres Jordam, Eric e Rebeca, pelas contribuições no trabalho e amizade.

Aos técnicos Ricardo Mota, Sebastião e Francisco Xavier (Chiquinho) que participaram das excursões e tornaram possível a execução do trabalho em campo.

Aos moradores do P.A. Rio Pardo por permitirem as instalações das armadilhas em suas propriedades e pelo tratamento que dispensavam a toda nossa equipe.

Agradeço ao meu irmão Marxer Batista pela confecção dos mapas e a Francielly Figueiredo pelas fotos dos culicídeos.

A todos que contribuíram nas prévias, aula de qualificação e aos revisores dos meus manuscritos, meu muito obrigado.

"Nunca será muito tarde para estabelecer um novo alvo ou sonhar um novo sonho".

Desconheço a autoria

RESUMO

Os mosquitos acrodendrófilos são caracterizados por desenvolverem seu ciclo de vida preferencialmente no dossel das árvores, todavia ações antrópicas, em particular o desmatamento, impactam na distribuição e abundância desses insetos. Nos criadouros dos mosquitos imaturos, o habitat perturbado e o tipo de criadouro podem alterar as condições abióticas, como pH e o oxigênio dissolvido na água, além da dinâmica de interação com outras espécies que compartilham o mesmo criadouro. Em vista disso, o objetivo deste trabalho foi verificar a abundância e diversidade dos mosquitos acrodendrófilos em ambientes com diferentes níveis de desmatamento e conhecer quais fatores bióticos e abióticos se correlacionam com a fauna dos culicídeos imaturos. O estudo foi conduzido em fragmento florestal no Projeto de Assentamento Rio Pardo, município de Presidente Figueiredo, Amazonas. Foram realizados seis eventos de amostragem durante o ano de 2021, três coletas no período com maior índice pluviométrico (janeiro, março e abril/2021) e três no período com menor índice pluviométrico (julho, agosto e setembro/2021). Para coleta dos imaturos foram utilizadas as larvitrapas de recipiente plástico, pneu cortado e entrenós de bambu, instaladas na copa arbórea em 18 pontos amostrais, divididos em pontos denominados alto desmatamento e baixo desmatamento. Foram coletados o total de 2.667 imaturos de mosquitos distribuídos em 10 gêneros e 19 espécies. A maior diversidade e equitabilidade ocorreu nos pontos de baixo desmatamento, contudo não houve diferença significativa em comparação com os locais mais desmatados. Houve diferença significativa na abundância e diversidade dos mosquitos entre as larvitrapas. Os parâmetros de pH e O₂ dissolvido na água não se correlacionaram com a abundância dos mosquitos. A fauna não Culicidae encontrada nas larvitrapas se correlacionaram positivamente com a abundância dos mosquitos. Não houve diferença significativa na abundância dos mosquitos entre os períodos com maior e menor índice pluviométrico. As larvitrapas como análogos de fitotelmatas mostraram que essas armadilhas podem ser usadas como criadouros experimentais. Dentre as espécies encontradas nesse levantamento algumas são consideradas vetores de arboviroses endêmicas para a região Amazônica.

Palavras-chave: Dossel; armadilhas; desmatamento; imaturos, Amazônia.

ABSTRACT

Acrodendrophilus mosquitoes are characterized by preferentially developing their life cycle in the canopy of trees, however anthropic actions, in particular deforestation, impact the distribution and abundance of these insects. In the breeding grounds of immature mosquitoes, the disturbed habitat and the type of breeding site can change abiotic conditions, such as pH and dissolved oxygen in the water, in addition to the interaction dynamics with other species that share the same breeding site. In view of this, the objective of this work was to verify the abundance and diversity of acrodendrophilus mosquitoes in environments with different levels of deforestation and to know which biotic and abiotic factors correlate with the fauna of immature Culicidae. The study was conducted in a forest fragment in the Rio Pardo Settlement Project, Presidente Figueiredo, Amazonas. Six sampling events were carried out during the year 2021, three collections in the period with the highest rainfall (January, March and April/2021) and three in the period with the lowest rainfall (July, August and September/2021). To collect the immatures, larvitrap made of plastic containers, cut tires and bamboo internodes were used, installed in the tree canopy in 18 sampling points, divided into points called high deforestation and low deforestation. A total of 2,667 immature mosquitoes distributed in 10 genera and 19 species were collected. The greatest diversity and evenness occurred in the low deforestation points, however there was no significant difference in comparison with the most deforested places. There was a significant difference in the abundance and diversity of mosquitoes between the larval traps. The parameters of pH and dissolved O₂ in water did not correlate with mosquito abundance. Non-Culicidae fauna found in the larvitrap correlated positively with mosquito abundance. There was no significant difference in mosquito abundance between periods with higher and lower rainfall. Larvitrap as phytotelmata analogues showed that these traps can be used as experimental breeding grounds. Among the species found in this survey, some are considered vectors of arboviruses endemic to the Amazon region.

Keywords: Canopy; traps; deforestation; immature; Amazônia.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	15
1.1 Aspectos gerais dos mosquitos	15
1.2 Criadouros de mosquitos e fatores bioecológicos	20
1.3 Fitotelmatas e armadilhas artificiais	22
1.4 Mosquitos acrodendrófilos	23
1.5 A influência do desmatamento na fauna de mosquitos	25
3 HIPÓTESES.....	29
4 OBJETIVOS	30
4.1 Geral	30
4.2 Específicos.....	30
5 MATERIAL E MÉTODOS	31
5.1 Informações gerais.....	31
5.2 Área de estudo	31
5.3 Desenho Amostral	35
5.4 Coletas entomológicas.....	37
5.5 Caracterização das armadilhas.....	38
5.6 Coleta dos imaturos de mosquitos nas larvitrapas.....	40
5.7 Criação dos imaturos de mosquitos em laboratório.....	41
5.8 Montagem e identificação dos culicídeos e da fauna associada	42
5.9 Análises dos dados.....	43
6 RESULTADOS	45
6.1 Inventário faunístico de mosquitos.....	45
6.2 Fauna de mosquitos distribuídos nos ambientes de alto e baixo desmatamento do P.A. Rio Pardo	47
6.3 Fauna de mosquitos distribuídos nas larvitrapas de bambu, plástico e pneu	52
6.4 Influência dos fatores abióticos e bióticos na abundância dos mosquitos.....	58
6.5 Influência da temperatura e pluviometria na abundância dos mosquitos	65
6.6 Espécies vetoras ou putativas	66
7 DISCUSSÃO	67
8 CONCLUSÃO.....	79
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	80

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Representante de Culicidae (Diptera: Culicomorpha). A) Vista lateral; B) Vista dorsal. 16
- Figura 2** - Exemplo de larvas de Culicidae. A) Larva de Culicinae; B) Larva de Anophelinae..... 17
- Figura 3** - Principais diferenças nas larvas de Culicidae. A) Larva de Anophelinae; B) Larva de *Aedes* sp. (esquerda), Larva de *Culex* sp. (meio); Larva de *Mansonia* sp. (direita). 18
- Figura 4** - Pupa de *Culex (Melanoconion)* spp..... 19
- Figura 5** - Exemplos de mosquitos considerados acrodendrófilos. A) *Sabethes* spp. B) *Haemagogus janthinomys*..... 24
- Figura 6** - Placa de localização do P.A. Rio Pardo, distante 139 km da capital Manaus/Amazonas. O acesso ao local pode ser feito pela rodovia BR 174 que liga o estado do Amazonas a Roraima..... 32
- Figura 7** - Mapa de localização do P.A. Rio Pardo. **A** – Em verde claro, mapa do Brasil, em verde escuro, estado do Amazonas. **B** - Estado do Amazonas em destaque e na cor laranja o município de Presidente Figueiredo. **C** - Mapa de Presidente Figueiredo e localização do P.A. Rio Pardo. **D** – Perímetro do P.A. Rio Pardo. **E** – Área do assentamento com destaque para base de campo do ILMD/Fiocruz Amazônia. 32
- Figura 8** - Desmatamento para limpeza de áreas agropastoris no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 34
- Figura 9** - Base de campo do ILMD/Fiocruz Amazônia com laboratório e onde são conduzidas pesquisas no P.A. Rio Pardo, em Presidente Figueiredo, Amazonas. 35
- Figura 10** - Vista aérea do tipo de habitações que predominam no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Esse local foi um dos pontos de instalação das larvitrapas na copa das árvores..... 36
- Figura 11** - Seleção dos pontos nos ambientes de alto e baixo desmatamento. Ilustração do buffer de 200 metros a partir da moradia. Os pontos sobrepostos foram retirados do delineamento..... 36
- Figura 12** - Transectos com os 18 pontos amostrais georreferenciados, nove pontos em ambiente de alto desmatamento (P-1, P-2, P-3, P-8, P-9, P-10, P-11, P-12 e P-13) e nove pontos em ambiente de baixo desmatamento (P-4, P-5, P-6, P-7, P-14, P-15, P-16, P-17 e

P-18. Em vermelho a localização da base de campo do ILMD/Fiocruz Amazônia. P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 37

Figura 13 - Armadilhas de larvas denominadas “Larvitampas” usadas na coleta dos mosquitos imaturos no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. **A** - Larvitampa de plástico. **B** - Larvitampa de pneu. **C**- Larvitampa de bambu. 38

Figura 14 - Fotografia de dossel de floresta do P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Seta indicando uma larvitampa de pneu instalada na copa da árvore a 12 metros de altura. 39

Figura 15 - Esquema da instalação das larvitampas na copa arbórea para coleta dos mosquitos imaturos. Em cada ponto foram instaladas três armadilhas, sendo uma de plástico, pneu e bambu, distantes no máximo sete metros umas das outras, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 40

Figura 16 - **A** e **B**- Material presente na larvitampa sendo transferido para o recipiente plástico de 300 ml. **C** – Medições dos dados abióticos da água (pH e O₂ dissolvido) oriundo das armadilhas instaladas na copa das árvores, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 41

Figura 17 – **A** - Condições de criação dos imaturos de mosquitos no laboratório do ILMD, após as coletas realizadas no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. **B-E** - Bandejas com água das larvitampas instaladas no dossel das florestas onde é possível visualizar diferentes quantidades de matéria orgânica. 42

Figura 18 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) em relação a composição de espécies de mosquitos imaturos, coletados nos ambientes de alto e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas 48

Figura 19 - Perfis de diversidade de Rényi em função da diversidade de espécies de mosquitos imaturos, coletados durante o ano de 2021, em ambientes de alto e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Eixo X: Alfa (α) 0 = log riqueza; 1 = Índice de Shannon; 2 = Índice de Simpson. Eixo Y: riqueza de espécies coletadas no estudo. 50

Figura 20 - Curva de acumulação de espécies, referente as coletas realizadas no ambiente de alto desmatamento, representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados em larvitampas de bambu, plástico e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 51

Figura 21 - Curva de acumulação de espécies, referente as coletas realizadas no ambiente de baixo desmatamento, representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados em larvitampas de bambu, plástico e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 51

Figura 22 - Perfis de diversidade de Rényi em função da diversidade de espécies de mosquitos imaturos coletados em larvitampas de bambu, plástico e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Eixo X: Alfa (α) 0 = log riqueza; 1 = Índice de Shannon; 2 = Índice de Simpson. Eixo Y: riqueza.....	54
Figura 23 - Índice de similaridade de Jaccard (Cj) entre as larvitampas de plástico, bambu e pneu, referente as coletas realizadas em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.....	55
Figura 24 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) em relação a diversidade de espécies de mosquitos imaturos, coletados em larvitampas de bambu, plástico e pneu, em 2021 no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.	56
Figura 25 - Curva de rarefação representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados na larvitampa de plástico, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.	57
Figura 26. Curva de rarefação representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados na larvitampa de pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.	57
Figura 27 - Curva de rarefação representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados na larvitampa de bambu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.	58
Figura 28 - O Teste de Tukey não apontou diferença estatística entre os pH's das larvitampas de bambu, plástico e pneu.....	60
Figura 29 - A correlação de Pearson não apontou correlação significativa entre a abundância dos mosquitos e as variações de pH da água.....	60
Figura 30 - O Teste de Tukey não apontou diferença estatística significativa entre o O ₂ dissolvido na água das larvitampas de bambu, plástico e pneu.	61
Figura 31 - A correlação de Spearman não apontou correlação significativa entre a abundância dos mosquitos com as variações de O ₂ dissolvido na água.....	62
Figura 32 - A correlação de Spearman apontou correlação significativa e positiva entre a abundância dos mosquitos com os demais indivíduos não Culicidae encontrados nas larvitampas de bambu, plástico e pneu.....	63
Figura 33 - Variação na abundância dos mosquitos durante os seis eventos de coleta realizadas nos meses de maior e menor índice pluviométrico, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.	65

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Espécies de mosquitos imaturos coletados nas larvitampas de bambu, plástico e pneu, dos ambientes de alto e baixo desmatamento, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 46
- Tabela 2.** Abundância de mosquitos imaturos coletados nas larvitampas de plástico, bambu e pneu, em 2021, divididos nos ambientes de alto desmatamento e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 49
- Tabela 3.** Abundância de mosquitos imaturos coletados nas larvitampas de plástico, bambu e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas..... 53
- Tabela 4.** Espécies bioindicadoras das larvitampas de pneu e bambu de acordo com o Valor de Indicação de Espécies (IndVal), coletadas nos ambientes de alto e baixo desmatamento, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 58
- Tabela 5.** Média dos valores de pH e O₂ dissolvido entre os pontos de alto e baixo desmatamento, durante as coletas realizadas em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 59
- Tabela 6.** Valores obtidos do pH da água das larvitampas utilizadas para coleta dos mosquitos imaturos, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. . 59
- Tabela 7.** Valores obtidos de O₂ dissolvido na água (ppm) das larvitampas utilizadas para coleta dos mosquitos imaturos, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 61
- Tabela 8.** Abundância da fauna encontrada coabitando com os mosquitos nas larvitampas de plástico, bambu e pneu, em 2021, nos ambientes de alto e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 64
- Tabela 9.** Dados de temperatura e precipitação pluviométrica média, para os meses de coleta realizadas em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas..... 65
- Tabela 10.** Espécie vetoras ou putativas coletadas nas larvitampas de bambu, plástico e pneu, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. 66

1 INTRODUÇÃO

1.1 Aspectos gerais dos mosquitos

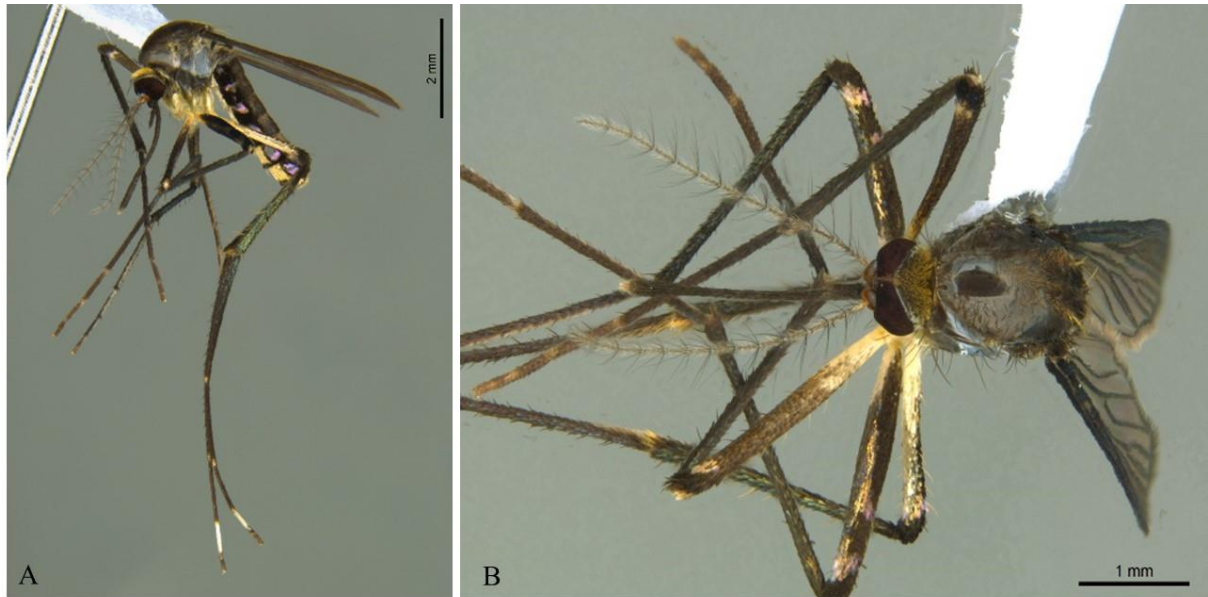
Os insetos que possuem a classificação taxonômica Diptera, Culicomorpha, Culicoidea e Culicidae são conhecidos popularmente no Brasil como mosquitos, carapanã, muriçoca e pernilongo (Consoli e Lourenço-de-Oliveira 1994). No entanto, mosquito é a designação mais utilizada na literatura, portanto nesse trabalho, mosquito deve ser entendido como sinônimo de representantes dos culicídeos.

A distribuição dos mosquitos ocorre desde os trópicos até o círculo Polar Ártico e atualmente há o registro de 3.614 espécies descritas em 113 gêneros, que são agrupados em duas subfamílias, Anophelinae com três gêneros: *Bironella* Theobald (endêmico na região Australiana); *Chagasia* Cruz (restrito na região Neotropical); *Anopheles* Meigen (cosmopolita) e Culicinae com 110 gêneros agrupados em 11 tribos (Harbach 2020). Para o Brasil, até 2015 haviam sido registradas 530 espécies em 23 gêneros de Culicidae (Hutchings *et al.* 2021).

Os mosquitos são insetos pequenos e delgados com alguns espécimes que podem medir 2 mm e outros que chegam a 19 mm, no entanto, a média é de 3-6 mm de comprimento, eles se diferenciam dos demais insetos pela redução das asas posteriores em halteres, característica que dá nome ao grupo, “duas asas”, já que somente as asas anteriores são evidentes (Hamada *et al.* 2014).

Os adultos são facilmente reconhecidos por suas longas partes bucais desenvolvidas em uma probóscida, que se estende muito além do clipeo, o corpo possui muitas cerdas e é revestido em grande parte por escamas de diversas colorações, tonalidade e tamanho, as veias alares são estreitas e longas, com a Rs possuindo três ou menos ramificações e a M2 é ramificada (Triplehorn e Johnson 2011) (**Figura 1 A-B**).

Figura 1 - Representante de Culicidae (Diptera: Culicomorpha). A) Vista lateral; B) Vista dorsal.



Fonte: Pinheiro 2022.

Durante o desenvolvimento, os mosquitos ocupam nichos ecológicos diferentes, visto que são holometábolos, nas fases imaturas do ciclo de vida (ovo, larva e pupa), são aquáticos e na fase adulta são terrestres e alados, sendo que a duração de cada uma das fases e estágios pode variar e depende das condições microclimáticas e da disponibilidade de alimentos (Consoli e Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 2002)

Os ovos dos mosquitos têm aproximadamente um milímetro de comprimento, são geralmente ovoides ou subtriangulares (*Sabethes* Robineau-Desvoidy, *Wyeomyia* Theobald e *Aedes* Meigen), outros são quase esféricos (*Toxorhynchites* Theobald) ou têm filamentos terminais (*Mansonia* Blanchard), possuem simetria bilateral e são formados por endocório e exocório, algumas espécies, como as do gênero *Anopheles* Meigen, possuem uma estrutura chamada flutuadores que recobre a parte externa dos ovos e é responsável pela permanência dos ovos na superfície da água (Forattini 2002).

De acordo com a espécie, os ovos podem ser dispostos de maneira individual, como em *Haemagogus* Williston, ou em forma de jangada, como em *Culex* Linnaeus, podem ainda ser dispostos diretamente na água, em local úmido próximo da água e ainda na face interior de substratos flutuantes (Lane e Crosskey 2012).

As larvas passam por quatro estádios no desenvolvimento (L1, L2, L3 e L4), possuem o formato vermiforme, cores variadas e cerca de 222 pares de cerdas dispostas de maneira simétrica, que variam em aspecto, tamanho e número de ramificações (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994). A diferença das larvas de mosquito para os demais insetos aquáticos consiste na presença de cerdas e antenas na cabeça, um tórax em forma de bulbo, mais longo que a cabeça e o abdômen e papilas anais posteriores (Harbach 2020) (**Figura 2 A-B**).

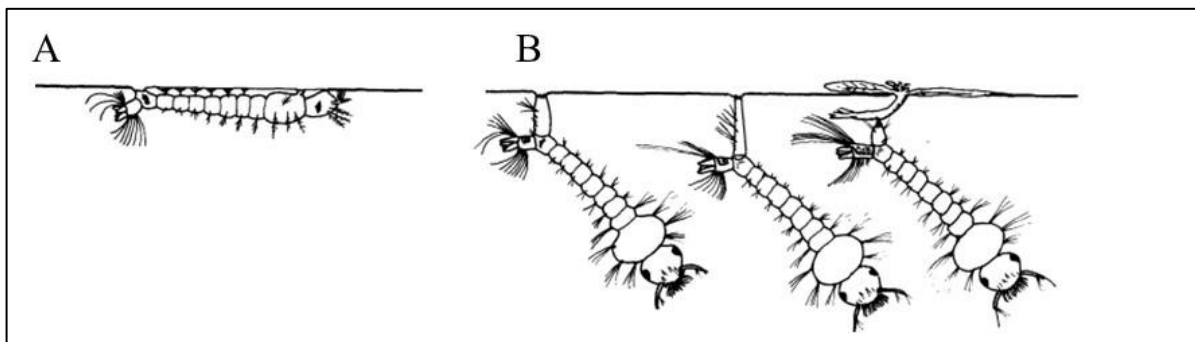
Figura 2 - Exemplo de larvas de Culicidae. A) Larva de Culicinae; B) Larva de Anophelinae.



Fonte: A – Buccaneership; B - Salvador Vitanza.

Na fase de larva, os mosquitos da subfamília Culicinae captam o oxigênio atmosférico por meio de um sifão respiratório localizado no VIII segmento abdominal, do qual se abrem espiráculos, já em Anophelinae, o sifão não é desenvolvido e a respiração ocorre por placas esclerotizadas localizadas na região ventral do abdômen, chamado de aparato espiracular, nas larvas de *Mansonia* Blanchard o sifão possui modificações em sua extremidade, apresentando pequenos ganchos móveis (tipo espinho) que se fixam nas partes submersas de macrófitas aquáticas, por onde realizam as trocas gasosas, obtendo assim o oxigênio através do aerênquima dessas plantas (Lane & Crosskey 2012) (**Figura 3 A-B**).

Figura 3 - Principais diferenças nas larvas de Culicidae. A) Larva de Anophelinae; B) Larva de *Aedes* sp. (esquerda), Larva de *Culex* sp. (meio); Larva de *Mansonia* sp. (direita).



Fonte: Adaptado de Lane & Crosskey 2012.

As larvas dos mosquitos, em sua maioria, se alimentam de detritos e substratos orgânicos, o aparelho bucal é do tipo prognata mastigador-raspador, com escovas orais ou palatais à frente que ao se movimentarem realizam correntes hídricas trazendo a matéria orgânica junto a boca onde são trituradas, entretanto, alguns gêneros como *Psorophora* Robineau-Desvoidy, *Sabethes* Robineau-Desvoidy, *Trichoprosopon* Theobald e *Toxorhynchites* Theobald possuem espécies que apresentam o mecanismo de predação ou canibalismo para alimentação (Forattini 2002).

Após um período variável de 10-20 dias (em condições ideais), a larva de quarto estágio transforma-se em pupa, que tem o formato de vírgula (**Figura 4**). Nessa fase o mosquito não se alimenta, mas ao contrário das pupas da maioria dos insetos, são ativas quando perturbadas. O tegumento (cutícula) da pupa é bem esclerotizado e forma uma caixa semi-rígida que envolve e protege as estruturas adultas. O período de pupa pode durar de um a três dias, até a emergência do mosquito adulto (Lane & Crosskey 2012).

Figura 4 - Pupa de *Culex (Melanoconion)* spp.



Fonte: Acervo LEDTA.

Na fase adulta, os mosquitos se alimentam pela ingestão de carboidratos oriundos de plantas (seivas, flores e frutos), entretanto, a maioria das fêmeas desenvolvem o hábito hematófago, a exceção de *Toxorhynchites* Theobald, pois necessitam das proteínas e aminoácidos presentes no sangue, essenciais para a produção e maturação dos ovos (Consoli e Lourenço-de-Oliveira 1994).

Para localizar a fonte de repasto sanguíneo, as fêmeas utilizam diferentes estruturas sensoriais, principalmente as escamas e as cerdas, que detectam substâncias voláteis no ambiente como ácido láctico, gás carbônico e umidade, após pousarem em algum vertebrado seja aves, mamíferos ou répteis, os mosquitos selecionam o local da picada e com o aparato bucal do tipo picador-sugador ou pungitivo, injetam saliva no interior dos vasos sanguíneos dos hospedeiros ao passo em que realizam a alimentação (McMeniman *et al.* 2014).

A hematofagia como recurso alimentar é a característica marcante dos mosquitos, pois além da picada causar desconforto no animal parasitado, a saliva inoculada contém componentes que podem desencadear reações como edemas e coceiras, e em alguns casos, surgir rupturas na pele tornando possíveis eventuais infecções no local (Ribeiro e Rossignol 1984).

É também por meio do repasto sanguíneo que diversos agentes etiológicos são transmitidos para hospedeiros vertebrados, inclusive o homem, dentre os agentes infecciosos estão os parasitos, como protozoários (*Plasmodium vivax* e *Plasmodium falciparum*, causadores

da malária), vírus (*Flavivírus*, dengue e febre amarela; *Alphavírus*, febre chikungunya) e helmintos (*Wuchereria bancrofti*, elefantíase) (Forattini 2002). A maioria das espécies de mosquitos são zoófilas de animais domésticos ou silvestres, mas existem espécies antropofílicas ou com hábitos ecléticos (Consoli e Lourenço-de-Oliveira 1994).

1.2 Criadouros de mosquitos e fatores bioecológicos

Quando imaturos, os mosquitos se desenvolvem em ambientes aquáticos chamados de criadouros. Os sítios de oviposição devem fornecer aos mosquitos recursos de sobrevivência e manutenção da vida até o término da fase aquática. Os mosquitos usam uma variedade de pistas sensoriais para localizar potenciais criadouros, incluindo as olfativas (por exemplo, voláteis do habitat aquático), táteis (superfícies do recipiente) e visuais (cor), as respostas a esses estímulos visam maximizar o sucesso reprodutivo através da oviposição em habitats larvais de alta qualidade (Yap *et al.* 1995).

Quanto aos locais utilizados pelas fêmeas para oviposição, algumas espécies podem ovipor nos mais variados tipos de criadouros outras são mais restritas na escolha dos locais, contudo, os criadouros podem ser naturais, desde pequenos reservatórios como ocos de árvores, internódios de bambus, axilas de bromélias, depressões rochosas, até os grandes corpos d'água como rios e lagos, e artificiais, que podem ser pneus, recipientes plásticos, piscinas e até fossas sépticas, (Forattini 2002).

A escolha do local de oviposição em que as formas imaturas se desenvolverão não dependem somente da presença de água no criadouro, mas envolve fatores abióticos e bióticos que podem influenciar diretamente no sucesso do desenvolvimento dessa fase (Juliano 2009). Tais fatores inclui a intensidade luminosa ou ausência de luz, temperatura, disponibilidade de recursos alimentares (detritos, microorganismos), pH, temperatura, grau de salinidade, condutividade da água, composição e conteúdo da matéria orgânica, bem como as interações intra e interespecíficas como competição, predação e mutualismo (Yee *et al.* 2010).

Tanto os locais escolhidos quanto as características bióticas e abióticas presentes no momento da oviposição são componentes essenciais na sobrevivência dos mosquitos imaturos, sobretudo porque as larvas são incapazes de se mover para locais diferentes quando enfrentam

condições desfavoráveis, e isso pode afetar o desenvolvimento e crescimento larval, bem como pode expor a vulnerabilidade das larvas à predação e acesso a alimentação (Bentley e Day 1989; Spencer *et al.* 2002). Alguns desses fatores foram observados por Barrera *et al.* (2006) onde registraram que o número e o tamanho dos mosquitos adultos que emergiram dos criadouros dependeram de fatores como a pluviosidade, temperatura, qualidade da água, evaporação, nutrição, densidade larval, competição e predação.

Outrossim, De Carvalho *et al.* (2002) observaram que diferentes temperaturas impactaram o desenvolvimento embrionário e a reprodução de *An. aquasalis* Curry e *An. albitarsis* Lynch-Arribáizaga e ainda verificaram que houve uma queda abrupta na viabilidade dos ovos da espécie *An. albitarsis* em baixas temperaturas. Em outro estudo, Araújo-Oliveira *et al.* 2021, observaram que houve uma relação significativa entre a temperatura, precipitação e o número de ovos coletados em ovitrampas, sendo que a fauna foi mais diversa na estação chuvosa.

A fauna não Culicidae encontrada nos criadouros dos mosquitos também exerce influência no desenvolvimento das larvas, pois muitas espécies apresentam comportamento de predação (Zequi *et al.* 2005). Nos criadouros fitotelmatas, por exemplo, a predação tende a reduzir a riqueza e abundância de espécies devido ao pequeno tamanho do habitat (Yanoviak 2001). Em estudo realizado no Parque Ecológico do Tietê, em São Paulo, Urbinatti *et al.* (2001) identificaram mosquitos imaturos e a fauna associada em diferentes criadouros e encontraram 13 taxa de espécies predadoras, principalmente das ordens Odonata, Hemiptera e Diptera.

Além dos outros artrópodes que estão presentes no criadouro e que realizam a predação, os culicídeos imaturos do gênero *Toxorhynchites* Theobald também apresentam o comportamento de predação (Foratinni 2002). As espécies desse gênero habitam microhabitats aquáticos naturais e artificiais, localizados em áreas sombreadas ou próximas à vegetação e predam preferencialmente larvas de outros culicídeos, tornando-se assim, importantes no controle biológico de vários mosquitos (Albeny *et al.* 2010).

Outros mosquitos podem ser considerados predadores não obrigatórios, pois na ausência de alimentos acabam realizando a predação de forma oportunista, tal comportamento pode ser observado em algumas espécies de *Limatus* Theobald, *Psorophora* Robineau-Desvoidy, *Sabethes* Robineau-Desvoidy e *Trichoprosopon* Theobald (Foratinni 2002).

1.3 Fitotelmatas e armadilhas artificiais

Dentre os criadouros disponíveis para o desenvolvimento de invertebrados e vertebrados, os fitotelmos configuram-se como um dos locais propícios para o estabelecimento de algumas espécies, especialmente aquelas que tem preferência por microcriadouros (Kitching 2000). Os fitotelmatas (gr. *phyton* = planta, *telma* = lago) são formados a partir do acúmulo de água fluvial em estruturas de plantas terrestres vivas ou mortas, tais como axila foliares, entrenós de bambu, flores, cavidades e depressões no caule e outros (Mogi 2004).

A coocorrência de diversos grupos faunísticos, a presença de produtores primários ou decompositores e a matéria orgânica sedimentar condicionam a formação de cadeias tróficas complexas e contribuem para a diversidade de padrões observados nesses habitats (Kitching 2001). Dentro de uma unidade fitotelmica, a composição de espécies depende de uma variedade de fatores que operam em escalas diferentes, estes incluem a composição de espécies, a distribuição de predadores, a quantidade e qualidade de nutrientes (Yanoviak 1999).

Os fitotelmos são os principais microhabitats larvais para muitas espécies de mosquitos, dentre as quais muitas espécies são vetores de patógenos, como *Haemagogus* Williston, importantes na veiculação do vírus da febre amarela nas Américas e *Anopheles* Meigen, importantes na veiculação de parasitas da malária, além de vários gêneros da tribo Sabethini (*Limatus* Theobald, *Sabethes* Robineau-Desvoidy e *Wyeomyia* Theobald), que são potenciais vetores de arboviroses e encefalites (Kitching 2000; Turell *et al.* 2005).

De maneira geral, as fitotelmatas podem ser encontrados desde o solo até o dossel das árvores, contudo, pela maior facilidade de acesso, boa parte dos estudos de catalogação de espécies fitotelmata são realizadas a nível do solo. Sendo assim, a fauna de espécies que frequentam prioritariamente fitotelmata no dossel torna-se pouco conhecida e possivelmente subestimada.

Para minimizar a problemática acerca das dificuldades do conhecimento da fauna fitotelmata do dossel, alguns métodos foram desenvolvidos para permitir colocar "fitotelmas artificiais" nas copas das florestas, esse método pode permitir o estudo da diversidade da fauna aquática nas copas das florestas tropicais, incluindo os mosquitos (Derraik 2005).

Nesse contexto, as armadilhas de oviposição tem ganhado destaque no levantamento da fauna de mosquitos, seja para controlar ou monitorar espécies vetoras, bem como para identificar a preferência de oviposição em criadouros naturais e artificiais (Silva *et al.* 2009). A vantagem desse tipo de armadilha entomológica verificar a presença de espécies de mosquitos por meio das larvas nelas encontradas, além de observar a variação da população dos culicídeos presentes em um determinado local (Fay e Perry 1965).

O princípio básico das armadilhas para mosquitos imaturos é disponibilizar recipientes com água e ocasionalmente algum tipo de atrativo e palheta de Eucatex (para oviposição das fêmeas) a fim de detectar a presença de mosquitos antes da forma alada (Fay e Eliason 1966). É uma técnica que tem sido amplamente utilizada na área urbana para detecção das larvas de *Ae. aegyti* e *Ae. albopictus* (Honório e Lourenço-de-Oliveira 2001; Silva *et al.* 2009).

As armadilhas de larvas e ovos também são utilizadas no levantamento da fauna silvícola de mosquitos, com a utilização de variados tipos de recipientes como pneus, vasilhas plásticas e internós de bambu, que ao serem instalados em árvores funcionam como tipos de fitotelmas artificiais (Tátilla-Ferreira *et al.* 2017; Almeida *et al.* 2020).

1.4 Mosquitos acrodendrófilos

No ambiente de floresta, os mosquitos apresentam preferência em realizar suas atividades em diferentes alturas ou diferente estratos verticais. As espécies cuja afinidade é marcada pelo dossel arbóreo, são classificadas como acrodendrófila ou acrodendrofílica (Garnham *et al.* 1946).

Guimarães *et al.* (1985) observaram que das 40 espécies coletadas em seu estudo 54% dos mosquitos foram capturados a dez metros de altura, enquanto 46% foram coletados a nível do solo. A preferência em desenvolver suas atividades no dossel da floresta é observada principalmente nos representantes dos gêneros *Sabethes* Robineau-Desvoidy, *Phoniomya* e *Haemagogus* Williston (**Figura 5 A-B**) (Forattini 2002).

Figura 5 - Exemplos de mosquitos considerados acrodendrófilos. A) *Sabethes* spp. B) *Haemagogus janthinomys*.



Fonte: Pinheiro 2022.

Os primeiros estudos sobre os mosquitos acrodendrófilos no Brasil foram motivados principalmente pelo surto de febre amarela silvestre (YFV, *Flaviviridae: Flavivirus*) e malária simiana, Bates (1944) relatou que o principal vetor suspeito pela transmissão da doença ao homem foi o *Haemagogus capricornii* (atual *Hg. janthinomys* Dyar).

Dentre os fatores que podem influenciar na estratificação do mosquito e, conseqüentemente, moldar sua abundância e diversidade, estão: gradiente de temperatura; umidade; luminosidade; locais para oviposição; resistência específica à dessecação; acasalamento por enxameamento; velocidade de vento; precipitação; microclimas diferentes em dossel e sub-bosque; disponibilidade de fonte alimentar que vivem em estratos vegetais verticais (Forattini *et al.* 1968; Lopes 1983; Hendy *et al.* 2020).

A importância do conhecimento sobre as espécies presentes em diferentes estratos verticais de uma determinada região é justificada pelo fato de que alguns culicídeos são vetores de arbovírus, protozoários e filarias, por exemplo, os principais vetores da febre amarela silvestre são os mosquitos acrodendrófilos *Hg. janthinomys* Dyar, *Hg. leucoclaenus* Dyar & Shannon e *Sa. Chloropterus* von Humboldt, encontrados facilmente na Amazônia brasileira.

1.5 A influência do desmatamento na fauna de mosquitos

A diversidade e abundância de insetos vetores são afetadas diretamente com o desmatamento e o avanço populacional humano sobre a floresta, tal fato ocorre porque o ciclo de vida dos vetores e reservatórios vertebrados são influenciados por condições do ambiente e o desmatamento, como mudança abrupta, modifica a paisagem e em muitos casos tem proporcionado condições para o estabelecimento de algumas espécies vetorais em detrimento de outras (Montagner 2014).

Ações desenvolvidas pelo homem em áreas florestais como desmatamentos, impactam na biodiversidade de culicídeos, enquanto algumas espécies se adaptam a esses ambientes e tornam-se dominantes, outras tendem a manter populações menores ou ainda, podem ser suprimidas. O desmatamento também pode mudar os ciclos das doenças, uma vez que os animais reservatórios e vetores são deslocados dos seus ambientes naturais para áreas antropizadas (Weterings *et al.* 2014).

As mudanças ecológicas em consequência do desenvolvimento agrícola, talvez seja o determinante que age com maior frequência no aparecimento de vetores emergentes, por colocar o meio antrópico em contato mais estreito com as populações vetorais e os agentes infecciosos (Forattini 1998). Na Amazônia brasileira, Pessoa *et al.* (2007) estudaram a fauna de flebotomíneos antes e depois do corte de madeira e verificaram que houve redução na abundância de espécimes, entretanto, as taxas de infecção por *Leishmania* continuaram altas.

Para Gottwalt (2013) existe uma relação entre o desmatamento e casos de zoonoses, em alguns países em que a população vive próximas a bordas de floresta desmatada há um risco maior de contágio por algum patógeno devido ao maior contato com vetores. Ramos *et al.* (2014) mostraram que mudanças na ocupação humana e no manejo da vegetação em assentamentos rurais podem afetar a dinâmica populacional e a distribuição das espécies de flebotomíneos, além de modificar a transmissão local da leishmaniose tegumentar.

Dentre os vetores afetados pelas mudanças ambientais, os mosquitos causam preocupação devido o número de doenças que podem veicular aos humanos. O vírus da febre amarela, cujo vetores são mosquitos acrodendrófilos do gênero *Haemagogus* Williston e *Sabethes* Robineau-Desvoidy, tem a transmissão favorecida pela derrubada de árvores, isso

porque, com o desmatamento, o vírus é transportado do dossel da floresta, onde é mantido em um ciclo enzoótico “selvático” entre macacos e mosquitos, para o chão da floresta, onde os humanos acabam entrando acidentalmente no ciclo do patógeno (Norris 2004).

A floresta amazônica possui cerca de 6 milhões de Km² e o Brasil detém a maior parte, com cerca de 4,2 milhões de Km² (60%) da área total. Além disso, abrange 1/5 da água doce disponível no mundo e 1/3 das florestas latifoliadas, é a floresta tropical mais extensa do mundo e contém o maior banco genético entre todos os ecossistemas do planeta (Becker 1999; Porto-Gonçalves 2015). A Amazônia se destaca com inúmeros serviços para o meio ambiente como o armazenamento de carbono, reciclagem de água e manutenção da biodiversidade (Fearnside 2006).

Apesar de sua reconhecida importância para manutenção da biodiversidade, a Amazônia tem sofrido perda crescente e dramática nas taxas de florestas, desde a forte ocupação no início da década de 1970, quando houve o incentivo à intensa ocupação da região Norte do Brasil o que promoveu o incremento nas taxas de desmatamento e de mudanças no uso da terra e alterou drasticamente o regime de fogo na Amazônia (Copertino *et al.* 2019). Entre 2019 e 2021 o desmatamento ultrapassou os 10 mil km² ao ano, número 56,6% maior que a média anual do período anterior - 2016 a 2018 (Alencar *et al.* 2022).

Dentre as variadas causas para o desmatamento na Amazônia brasileira, os Projetos de Assentamentos de Reforma Agrária do Instituto Nacional de Colonização e Reforma Agrária - INCRA tem contribuído com uma proporção importante, isso porque as famílias beneficiadas removem parte da floresta dos seus lotes para construir suas moradias e implantarem as suas atividades econômicas, que incluem desde a extração de madeira, até a agricultura e pecuária.

Cerca de 8% do território dos estados amazônicos é destinado aos 3.589 assentamentos de reforma agrária, o que representa uma área de 34,5 milhões de hectares (ha) e dos quais 12,7 milhões de ha encontram-se desmatados, ademais, a contribuição dos projetos de assentamento para o desmatamento se elevou de forma progressiva, saindo de uma média de 18% entre 2003 e 2005 para 30% entre 2010 e 2014 (Alencar *et al.* 2022).

Dentre os assentamentos rurais na Amazônia, está o Projeto de Assentamento Rio Pardo, criado em 1996 pelo INCRA e localizado no município de Presidente Figueiredo, estado do Amazonas. Trata-se de um assentamento amazônico em que as taxas de ocupação e desmatamento variam ao longo dos anos, em 1994 antes da instalação do assentamento, as áreas

de florestas densas correspondiam a aproximadamente 28 mil ha, em 2002, já com as famílias assentadas, a área sofreu uma supressão na floresta de 2.073 ha ou 259 ha/ano (Vilela 2003).

Em estudo conduzido no Projeto de Assentamento Rio Pardo, Abad-Franch *et al.* (2012) detectaram anticorpos para o arbovírus Mayaro (MAYV) em moradores e verificaram soropositividade mais acentuada nos habitantes que viviam em locais onde a taxa de desmatamento e densidade populacional eram maiores. Baseado nesses achados, a hipótese dos autores foi a de que mosquitos endofílicos noturnos e adaptados a áreas degradadas estejam envolvidos na transmissão MAYV, como o *Culex Linnaeus* e *Psorophora Robineau-Desvoidy*, ou ainda que mosquitos diurnos e silvestres de dossel estejam se adaptando a paisagens antropizadas e se aproximando dos peridomicílios.

No mesmo assentamento rural, Almeida *et al.* (2020) ao utilizarem três tipos de larvitampas (recipiente plástico, pneu e bambu) no peridomicílio, borda de floresta e floresta, em locais com diferentes graus de antropização e desmatamento, verificaram que a maior diversidade de espécies foi no ambiente de borda de floresta e na larvitampa de recipiente plástico, foi registrado ainda a presença de *Hg. janthinomys* Dyar, uma espécie tipicamente acrodendrofíla fitotelmata, em recipiente plástico no peridomicílio.

Outro resultado importante encontrado no assentamento Rio Pardo foi obtido por Pereira-Silva *et al.* (2021), que ao coletarem mosquitos adultos com armadilhas luminosas (HP) e atração humana em áreas de solo e no dossel das árvores, encontraram três espécies positivas para vírus Oropouche (*Ochlerotatus serratus*, *Psorophora cingulata* e *Hg. tropicalis*).

Os trabalhos conduzidos no Assentamento Rio Pardo acerca da temática antropização e diversidade de mosquitos direcionam para o entendimento de que processos antrópicos acabam por impactar na riqueza e abundância de espécies, demonstram ainda que espécies silvestres e incriminadas como vetores estão com incidência cada vez maior em ambientes peridomiciliares (Almeida *et al.* 2020; Pereira-Silva *et al.* 2021).

Apesar desses achados, pouco ainda se conhece sobre os mosquitos que transitam e/ou desenvolvem-se no dossel arbóreo dessa região, isso se deve a distribuição irregular e do difícil acesso aos criadouros naturais existentes na copa arbórea da floresta amazônica, o que torna as observações escassas devido às dificuldades de amostragem. Todavia, armadilhas artificiais de imaturos são práticas e fáceis de transportar e instalar. Com o auxílio das armadilhas para a coleta de imaturos, é possível realizar levantamentos faunísticos, pois elas funcionam como

fitotelmatas artificiais. Mas além da importância em conhecer a diversidade e riqueza dos mosquitos de dossel, com as armadilhas é possível identificar espécies vetoras e conhecer possíveis preferências por locais de oviposição.

Portanto, compreender os fatores bioecológicos dos criadouros que influenciam na resposta ecológica das espécies e como o desmatamento tem impacto sobre isso, pode ser importante para a compreensão do risco da transmissão de doenças em diferentes tipos de habitats. Pode ainda, ajudar na identificação e distribuição de espécies vetoras e direcionar estratégias de planejamento e controle vetorial, com intuito de torná-las mais eficientes no combate aos mosquitos.

3 HIPÓTESES

H0. Não haverá diferença na composição de espécies de dossel dos ambientes mais e menos desmatados, e por isso a riqueza, diversidade e abundância dos mosquitos não será afetada.

H1. Haverá diferença de composição de espécies de dossel dos ambientes mais e menos desmatados, e por isso a riqueza, diversidade e abundância dos mosquitos será afetada.

H0. Não haverá diferença na riqueza, abundância e diversidade de mosquitos entre as larvitampas de potes plásticos, pneu e internódios de bambu pois todas imitarão as condições de criadouros naturais.

H2. A larvitampa de internódio de bambu apresentará maior riqueza, diversidade e abundância de mosquitos, em relação às larvitampas de potes plástico e pneu pois os mosquitos acrodendrófilos geralmente são fitotelmatas, e o internódio de bambu possui as características de um criadouro natural.

H0. Os fatores bióticos (presença de predadores e fauna associada) e abióticos (pH, oxigênio dissolvido, temperatura e precipitação) não influenciarão na riqueza, abundância e diversidade de mosquitos.

H3. Fatores bióticos (presença de predadores e fauna associada) e abióticos (pH, oxigênio dissolvido, temperatura e precipitação) influenciarão na abundância e riqueza de mosquitos.

4 OBJETIVOS

4.1 Geral

Comparar a abundância e diversidade dos mosquitos (Diptera: Culicomorpha: Culicidae) acrodendrófilos coletados com diferentes larvitampas em dois ambientes florestais de terra firme menos e mais desmatados, em um assentamento agrícola na Amazônia central.

4.2 Específicos

a) Avaliar as diferenças e a eficiência das larvitampas de plástico, pneu e bambu na abundância e diversidade dos mosquitos acrodendrófilos.

b) Verificar a correlação dos fatores abióticos (pH, oxigênio dissolvido, temperatura e precipitação) com a abundância e diversidade dos mosquitos acrodendrófilos.

c) Verificar a correlação dos fatores bióticos (predador e fauna associada) com a abundância e diversidade dos mosquitos acrodendrófilos.

5 MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Informações gerais

Esse trabalho esteve vinculado ao Programa de Apoio à Pós-graduação stricto sensu - POSGRAD - Edital: Resolução Nº 006/2020 - POSGRAD INPA - Edição 2020; Resolução Nº 005/2022 – POSGRAD INPA – Edição 2022/2023, com duração de 48 meses; e ao projeto denominado "Aspectos bioecológicos da adaptação de culicídeos (Diptera: Culicomorpha) em área endêmica de arboviroses silvestres e potenciais arboviroses emergentes urbanos, em um assentamento rural".

Contou ainda com o suporte financeiro da Chamada Universal FAPEAM - Edital nº. 006/2019 e PROEP-LAB/ILMD FIOCRUZ AMAZÔNIA.

Como requisito para autorização da coleta dos insetos, foi utilizado a licença permanente que o coordenador do projeto possui junto ao Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade, do Instituto Chico Mendes de Conservação e Biodiversidade, sob a inscrição SISBio: nº 12.186.

A Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas – FAPEAM concedeu a bolsa de estudos durante o período de vigência do projeto.

5.2 Área de estudo

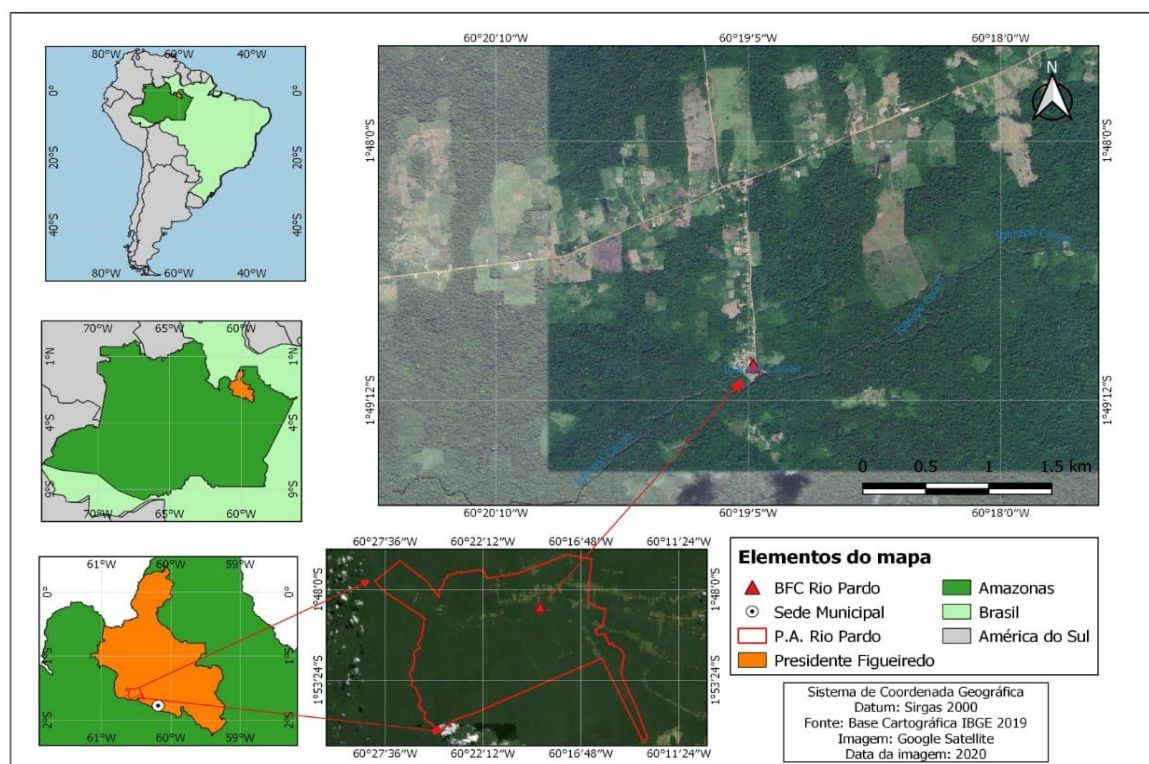
O estudo foi conduzido em transectos de fragmentos florestais do Projeto de Assentamento Rio Pardo, aqui denominado “P.A. Rio Pardo” (01°49’02,4” S, 060°19’03,6” W). O local fica distante 55 km da sede do município de Presidente Figueiredo, e a 160 km de Manaus, estado do Amazonas. O acesso pode ser feito por via terrestre pela rodovia BR-174, com entrada no km 139, sentido Amazonas-Roraima, por uma estrada de terra denominada ramal, sob extensão de 45 km. O P.A Rio Pardo tem limite ao norte com o rio Canoas, ao sul com terras de particulares ou da união, a Leste com o P.A Canoas e a oeste com Reserva Indígena Waimiri - Atroari (**Figuras 6, 7 A-E**).

Figura 6 - Placa de localização do P.A. Rio Pardo, distante 139 km da capital Manaus/Amazonas. O acesso ao local pode ser feito pela rodovia BR 174 que liga o estado do Amazonas a Roraima.



Fonte: Acervo LEDTA.

Figura 7 - Mapa de localização do P.A. Rio Pardo. **A** – Em verde claro, mapa do Brasil, em verde escuro, estado do Amazonas. **B** - Estado do Amazonas em destaque e na cor laranja o município de Presidente Figueiredo. **C** - Mapa de Presidente Figueiredo e localização do P.A. Rio Pardo. **D** – Perímetro do P.A. Rio Pardo. **E** – Área do assentamento com destaque para base de campo do ILMD/Fiocruz Amazônia.



Fonte: Batista 2022.

O P.A. Rio Pardo foi regularizado em 25 de outubro de 1996 pelo Instituto Nacional de Colonização de Reforma Agrária - INCRA sob a Portaria nº 274/96. Dispõe de uma área de 27.980 ha, com capacidade para assentar 396 famílias em lotes de terras de 60 ha, atualmente há 215 famílias assentadas (INCRA 2020). Os referidos lotes estão distribuídos ao longo de seis ramais não pavimentados designados: Ramal Principal, Ramal Maria Gusmão, Ramal Samuel, Ramal Terra Preta, Ramal Taxista e Ramal Novo Paraíso, outra parte dos lotes se localiza em áreas interioranas atingidas pelo rio Canoas, afluente do Rio Curiaú, que desagua no Rio Negro.

A comunidade do P.A Rio Pardo se divide em um núcleo principal, em formato de vila, e quatro núcleos secundários. O censo populacional realizado pelo Instituto Leônidas e Maria Deane - ILMD/Fiocruz Amazônia, apontou aproximadamente 600 habitantes na região (Ferreira *et al.* 2016).

De acordo com a classificação de Köppen-Geiger, o clima da região de Presidente Figueiredo caracteriza-se como tropical úmido (tipo Af), as temperaturas regionais variam entre 38°C de máxima e a 20°C de mínima. Apresenta dois períodos nítidos de intensidade de chuvas, o mais intenso inicia em novembro, prolongando-se até maio/junho e o menos intenso, conhecido como período seco, compreende os meses de julho a novembro. A umidade relativa do ar se apresenta alta e uniforme durante o ano com 97% de valor médio. O regime pluviométrico tem a média anual de 2.400 mm, a evaporação está na ordem de 1.432 mm e a evapotranspiração pode alcançar 1.200 a 1.500 mm (INMET 2022).

Os solos que se destacam na região de Presidente Figueiredo, classificam-se em: Podzólicos Vermelho Amarelo Álico e/ou Distrófico e os Latossolos Vermelho Amarelo Álico e/ou Distrófico. Ocorrem ainda Areias Quartzosas, Concrecionários, Laterita Hidromórfica, Latossolo Amarelo, Podzóis, Aluviais e Hidromórficos (RADAMBRASIL 1982).

A cobertura vegetal da região é constituída, em quase sua totalidade, por floresta ombrófila densa de terra firme. As espécies arbóreas dominantes na região são maçaranduba (*Manilkara* sp.), angelim pedra (*Dinizia excelsa* Ducke), andiroba (*Carapa guianensis* Aublet), sucupira (*Bowdichia* spp. e *Diplotropis* spp.), cedrorana (*Cedrelinga catenaeformis* Ducke), louro-amarelo (*Aniba* spp.), piquiá (*Caryocar villosum* (Aubl.) Pers., Caryocaraceae) e espécies típicas de floresta secundárias-capoeiras, como breu branco (*Vismia* sp.) e embaúba (*Cecropia* sp.). Nas margens dos rios, lagos e igarapés ocorrem áreas alagadas de Igapó.

A principal atividade econômica é a agricultura familiar, com as plantações de banana (*Musa* sp.), cupuaçu (*Theobroma grandiforum* Schum), pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth), pimentão (*Capsicum* sp.), jerimum (*Cucurbita* sp.), macaxeira/ mandioca (*Manihot esculenta* Crantz), sendo que esta última se destina basicamente a fabricação de farinha. O preparo da terra para o cultivo dessas espécies é feito prioritariamente por meio do sistema de corte e queima (**Figura 8**). A pecuária tem pouca representatividade e abrange a criação de bovinos, bubalinos e aves para o consumo dos próprios assentados. Os moradores também praticam o extrativismo vegetal, a pesca e a caça (Guimarães *et al.* 2003).

Figura 8 - Desmatamento para limpeza de áreas agropastoris no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Fonte: Acervo LEDTA.

O ILMD realiza estudos de campo no P.A. Rio Pardo, e para isso conta com uma base estruturada permanente de trabalho com laboratório desde 2010 (**Figura 9**).

Figura 9 - Base de campo do ILMD/Fiocruz Amazônia com laboratório e onde são conduzidas pesquisas no P.A. Rio Pardo, em Presidente Figueiredo, Amazonas.



Fonte: Acervo LEDTA.

5.3 Desenho Amostral

A área delimitada para o estudo foi classificada em dois ambientes: alto desmatamento e baixo desmatamento. Os critérios utilizados para a escolha dos ambientes foram: Floresta com alto desmatamento ($> 43\%$ área desmatada) e floresta com baixo desmatamento ($\leq 43\%$ área desmatada).

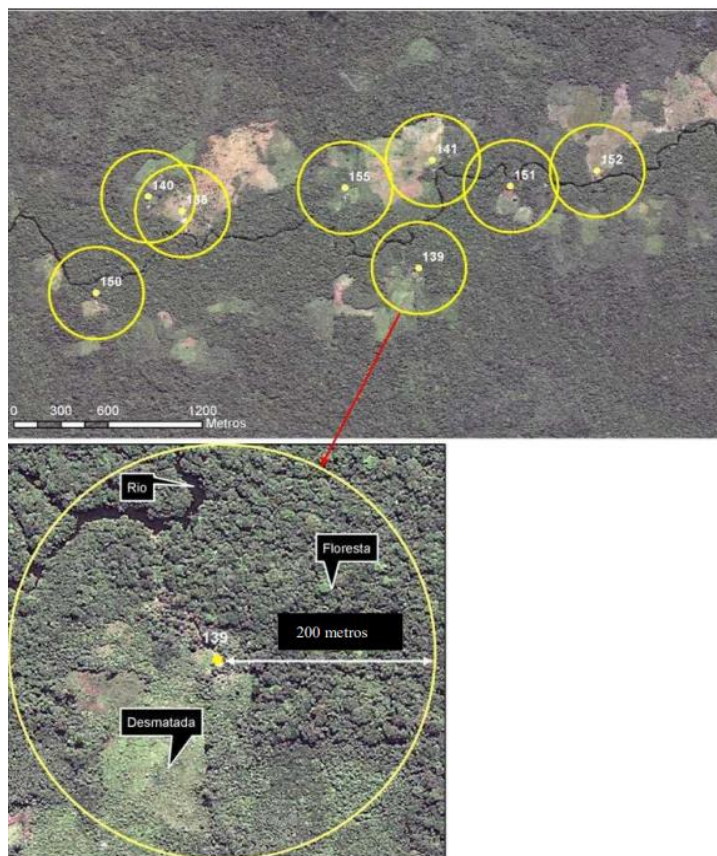
Para calcular a cobertura vegetal a partir dos 170 domicílios existentes, um buffer de 200 metros foi estabelecido para cada unidade domiciliar (**Figuras 10 e 11**). Dados de cobertura vegetal foram calculadas a partir de imagens de satélites (PRODES[®], $1\text{m} \times 1\text{m}$, 2018) e para o grau da cobertura florestal, foi considerada a porcentagem de área sem cobertura vegetal dentro do buffer. A extensão da cobertura florestal foi desenhada manualmente na imagem IKONOS, sua porcentagem de desmatamento foi calculada utilizando o programa PRODES e a porcentagem variou de 0% a 99%.

Figura 10 - Vista aérea do tipo de habitações que predominam no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Esse local foi um dos pontos de instalação das larvitrampas na copa das árvores.



Fonte: Acervo LEDTA.

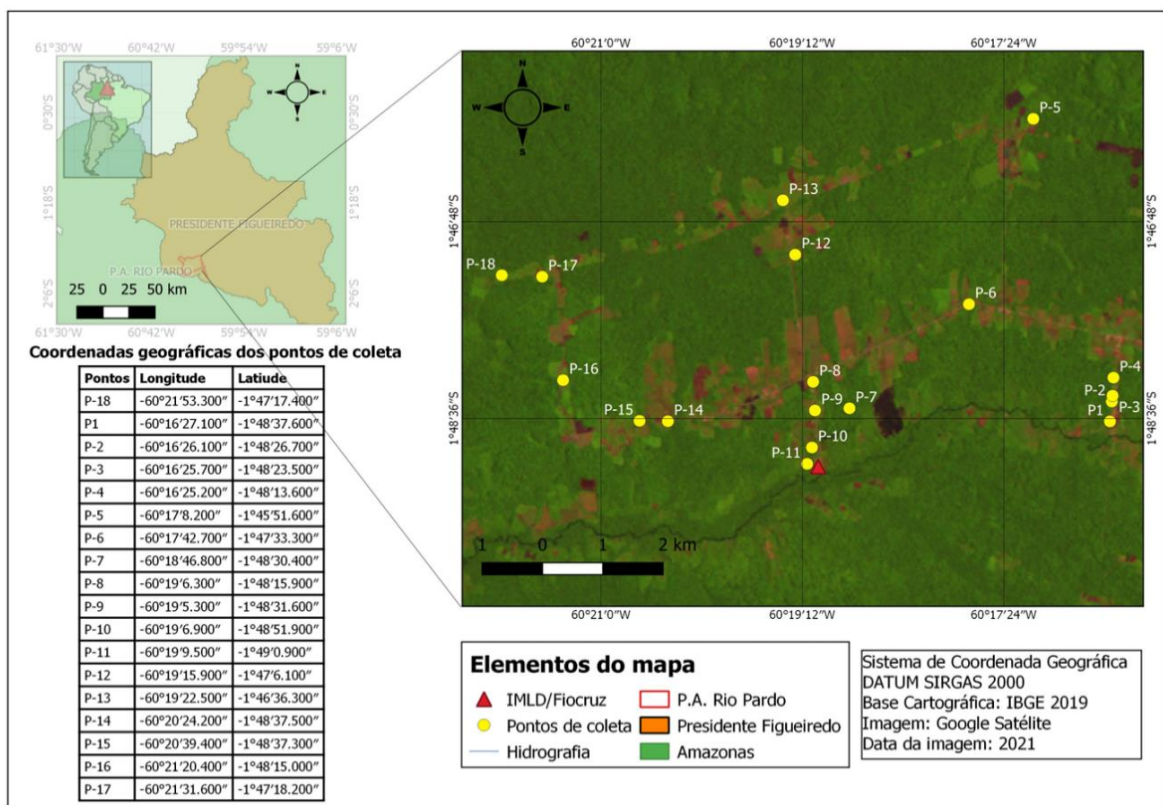
Figura 11 - Seleção dos pontos nos ambientes de alto e baixo desmatamento. Ilustração do buffer de 200 metros a partir da moradia. Os pontos sobrepostos foram retirados do delineamento.



Fonte: Acervo LEDTA.

Posteriormente, no programa R, foi realizado uma amostragem aleatória simples, utilizando a variável numérica (170 domicílios) com intervalo de confiança de 95%. Foi obtido, ao final, um total de 120 domicílios e destes, 32 apresentavam a característica de alto desmatamento e 16 apresentavam baixo desmatamento. Para igualar o número de pontos amostrais (domicílios), foi realizado um novo cálculo, dessa vez com base na espécie de mosquito mais abundante da região, o *Cx. quinquefasciatus*. Ao final, foram escolhidos 18 pontos amostrais, nove pontos em cada ambiente (**Figura 12**).

Figura 12 - Transectos com os 18 pontos amostrais georreferenciados, nove pontos em ambiente de alto desmatamento (P-1, P-2, P-3, P-8, P-9, P-10, P-11, P-12 e P-13) e nove pontos em ambiente de baixo desmatamento (P-4, P-5, P-6, P-7, P-14, P-15, P-16, P-17 e P-18). Em vermelho a localização da base de campo do ILM/D/Fiocruz Amazônia. P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Fonte: Batista 2022.

5.4 Coletas entomológicas

Foram realizados seis eventos de amostragens durante o período de estudo, três coletas no período com maior índice pluviométrico (janeiro, março e abril de 2021) e três no período com os menores índices pluviométricos (junho, agosto e setembro 2021).

Os índices de temperatura (°C) e precipitação (mm) foram obtidos junto ao Banco de dados meteorológicos do Instituto Nacional de Meteorologia - INMET.

5.5 Caracterização das armadilhas

Para coletar os mosquitos imaturos, foram utilizados três diferentes tipos de armadilhas para coleta de larvas (larvitampas): internódio de bambu, pote plástico e pneu. Para a larvitampa de plástico foram utilizados recipientes (potes) de cor preta fosco, com capacidade para 300 ml de água, sem tampa.

A larvitampa de pneu foi confeccionada a partir de 1/3 de pneu de carro de passeio. A armadilha de bambu foi confeccionada a partir do corte e separação dos entrenós do caule, de forma a produzir um recipiente com profundidade de cerca de 30 cm, abertura de aproximadamente 25cm de diâmetro na parte superior e capacidade de 300 ml de água (**Figura 13 A-B-C**).

Figura 13 - Armadilhas de larvas denominadas “Larvitampas” usadas na coleta dos mosquitos imaturos no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. **A** - Larvitampa de plástico. **B** - Larvitampa de pneu. **C** - Larvitampa de bambu.



Fonte: Acervo LEDTA.

Em campo, as larvitrampas foram preenchidas com aproximadamente 500 ml de água não tratada, oriunda de torneira obtida de cacimba da base de campo do ILMD, de maneira que a superfície interna das paredes das armadilhas ficou disponível para a postura dos ovos.

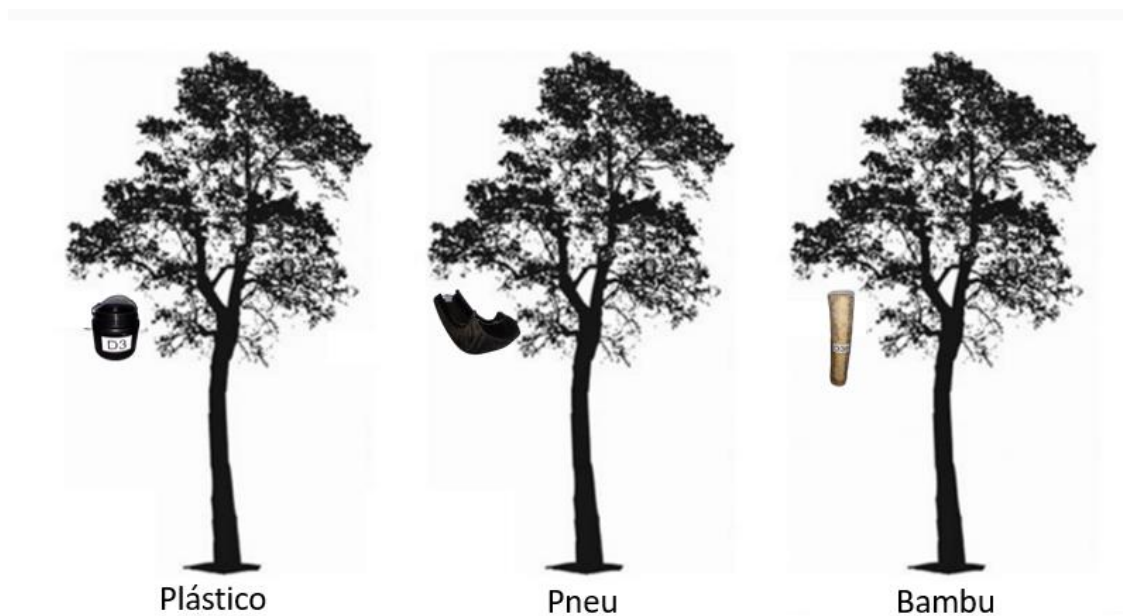
A elevação da armadilha ao nível do estrato da copa foi feita da seguinte maneira: 1 - uma chumbada de pesca foi amarrada em uma linha nylon de resistência e comprimento suficiente; 2 - o peso foi arremessado com auxílio de estilingue de modo a passar por cima do galho ou ramo escolhido; 3 - a linha foi amarrada na armadilha e em seguida puxada, em posição vertical, tendo o ramo ou o galho como carretilha para elevar a armadilha até a altura desejada, que variou em torno de 12 metros de altura; 4 - em cada transecto (ponto) as armadilhas ficaram dispostas em uma distância não superior a 7 metros umas das outras (**Figura 14, 15**).

Figura 14 - Fotografia de dossel de floresta do P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Seta indicando uma larvitrapa de pneu instalada na copa da árvore a 12 metros de altura.



Fonte: Acervo LEDTA.

Figura 15 - Esquema da instalação das larvitampas na copa arbórea para coleta dos mosquitos imaturos. Em cada ponto foram instaladas três armadilhas, sendo uma de plástico, pneu e bambu, distantes no máximo sete metros umas das outras, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Fonte: Acervo LEDTA.

5.6 Coleta dos imaturos de mosquitos nas larvitampas

Após 15 dias da instalação das larvitampas, todo o material biológico presente foi coletado e transferido para recipientes plásticos transparente de 500 ml, identificados (etiquetados) de acordo com o ponto e transportados ao laboratório de campo do ILMD.

Dados abióticos de pH e oxigênio (O_2 em ppm) dissolvido na água foram aferidos no momento da coleta com medidor multiparamétrico (AKSO® Modelo 65721) (**Figura 16 A-C**). No laboratório de campo, os mosquitos imaturos foram separados de outros táxons que estavam presentes nos criadouros. Os insetos não mosquitos foram acondicionados em álcool etílico 70% para posterior identificação.

Figura 16 - **A e B**- Material presente na larvitampa sendo transferido para o recipiente plástico de 300 ml. **C** – Medições dos dados abióticos da água (pH e O₂ dissolvido) oriundo das armadilhas instaladas na copa das árvores, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Fonte: Acervo LEDTA.

Além dos dados de pH e O₂ dissolvido mensurados no momento da coleta, nesse período foram obtidos também dados de temperatura (°C) e precipitação (mm) da região através do banco de dados meteorológicos do Instituto Nacional de Meteorologia - INMET.

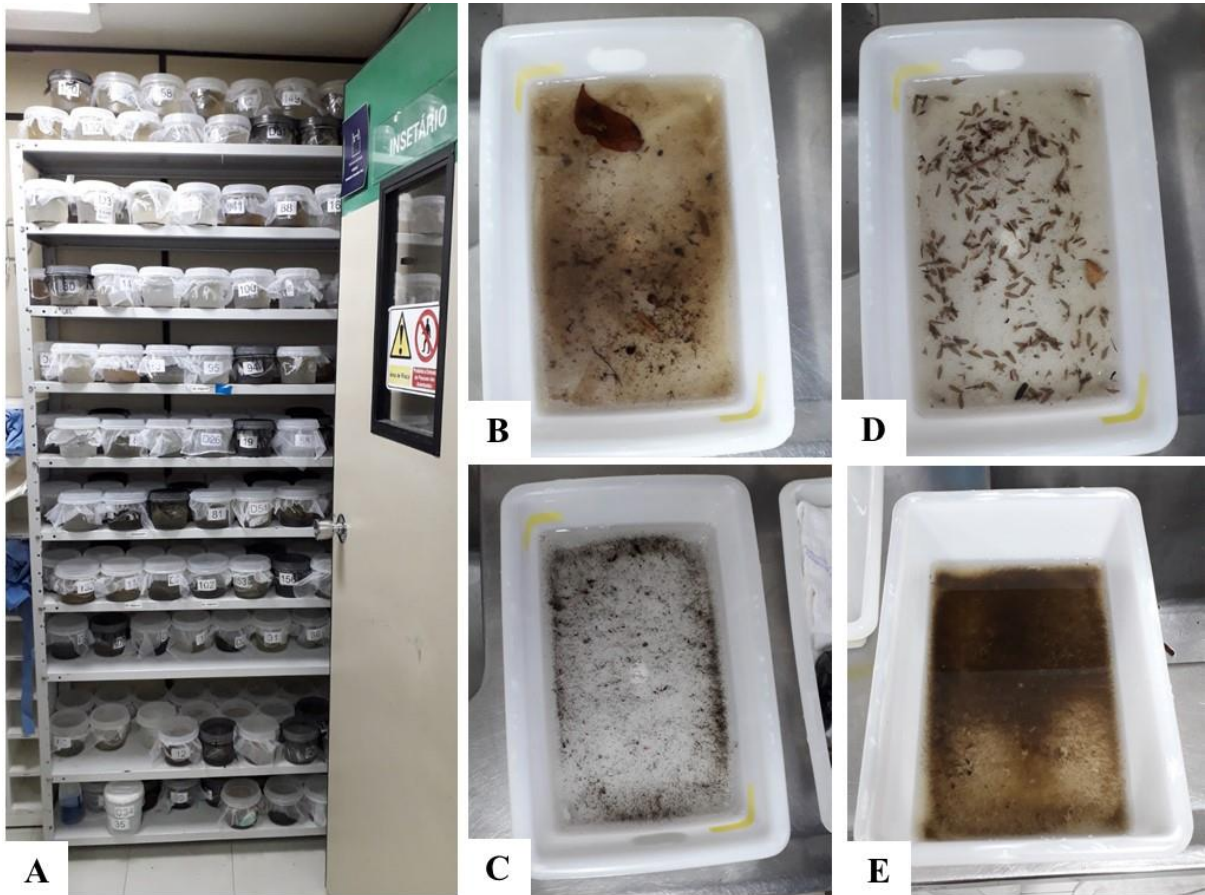
5.7 Criação dos imaturos de mosquitos em laboratório

Os imaturos de mosquitos coletados no campo foram transportados ao Laboratório de Ecologia de Doenças Transmissíveis na Amazônia - EDTA do ILMD e criados em potes plásticos de 500 ml com a água da própria larvitampa em que foram coletados.

Os potes foram rotulados quanto ao local, data, tipo de armadilha e foram mantidos em prateleiras com temperatura ambiente em torno de 26 a 27°C (**Figura 17 A-E**). Os potes foram monitorados diariamente até completarem o ciclo de desenvolvimento.

Larvas predadoras do mosquito *Toxorhynchites* foram separadas e criadas em pequenos tubos individuais. Essas espécies foram alimentadas com larvas de *Ae. albopictus* de uma colônia mantida em laboratório.

Figura 17 – **A** - Condições de criação dos imaturos de mosquitos no laboratório do ILMD, após as coletas realizadas no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. **B-E** - Bandejas com água das larvitampas instaladas no dossel das florestas onde é possível visualizar diferentes quantidades de matéria orgânica.



Fonte: Acervo LEDTA.

5.8 Montagem e identificação dos culicídeos e da fauna associada

Os mosquitos adultos emergidos foram eutanasiados em freezer $-35\text{ }^{\circ}\text{C}$, em seguida morfotipados com o auxílio de microscópio estereoscópico marca Zeiss. Os morfótipos foram agrupados e alguns espécimes foram montados em triângulos de papel e colados em alfinetes entomológicos contendo as etiquetas com os dados da coleta. Outra parte do material coletado foi acondicionado em tubinhos confeccionados com papel alumínio, armazenados em caixas entomológicas e adicionado sílica gel e naftalina.

A identificação dos mosquitos foi realizada por meio da observação direta dos caracteres morfológicos evidentes ao microscópio estereoscópico, até o nível de espécie, com auxílio das chaves dicotômicas elaboradas por Lane (1953), Consoli e Lourenço-de-Oliveira (1994) e Forattini (2002). As abreviaturas para gêneros e subgêneros dos mosquitos seguiram a proposta de Reinert (2009) e Wilkerson *et al.* (2015).

O voucher de cada espécie coletada foi depositado na Coleção de invertebrados do INPA e na coleção do ILMD. Mosquitos pertencentes ao subgênero *Melanoconion* (gênero *Culex*) e alguns *Sabethes* não foram identificados até o nível específico devido à complexidade de identificação, no entanto, foram considerados como um táxon nas análises ecológicas.

Os insetos que não eram culicídeos foram quantificados e identificados até o nível possível, com auxílio da chave dicotômica de Hamada e Thorp (2018). Os anuros foram identificados até o nível de espécie pelo especialista Dr. Alexandre Pinheiro de Almeida, da Universidade Federal do Amazonas - UFAM.

5.9 Análises dos dados

Os dados obtidos das coletas foram tabulados em planilhas no Microsoft Excel, com informações sobre o tipo de ambiente (alto desmatamento ou baixo desmatamento), tipo de larvitampas (plástico, pneu e bambu), período (mais e menos chuvoso), espécie, data, coordenadas geográficas, dados abióticos (pH e O₂ dissolvido) e bióticos (fauna associada e predador).

A riqueza foi considerada como o número total de espécies, a abundância foi considerada como o número total de mosquitos coletados.

Os cálculos e análises estatísticas do esforço amostral, curva de acumulação de espécies (curva de rarefação) e estimador de riqueza foram obtidas com o auxílio do RStudio versão 2022.02.3.

A normalidade dos dados foi obtida através do teste de Shapiro-Wilk, calculado no software GraphPad Prism versão 8.0.2 para Windows, e a partir do resultado foi escolhido o teste estatístico mais adequado.

A diversidade dos mosquitos foi calculada pelo índice de diversidade não paramétrico de Shannon (H'). A uniformidade da distribuição dos indivíduos entre as espécies foi obtida pelo Índice de Equitabilidade de Pielou (J'). A similaridade entre os ambientes e entre as armadilhas foi estimada pelo índice de Similaridade de Jaccard (C_j). As análises foram processadas no software PAST - Palaeontological Statistics, versão 4.0.3 (Hammer *et al.* 2001).

O escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) foi utilizado para visualizar espacialmente a dissimilaridade da composição de espécies coletados entre os ambientes e larvitrapas. O Valor de Indicação de Espécies (IndVal) para verificar possíveis fidelidade e especificidade das espécies aos ambientes e larvitrapas. Os testes foram obtidos com o auxílio do RStudio versão 2022.02.3, com os pacotes *vegan*, *lme4*, *ggplot2*, *reshape2* e *labdsv*.

6 RESULTADOS

6.1 Inventário faunístico de mosquitos

Foram coletados o total de 2.667 imaturos de mosquitos, distribuídos em 10 gêneros e 19 espécies, todos da subfamília Culicinae. Os gêneros mais abundantes foram *Culex* (L.) (2.195/82,3%), seguido por *Orthopodomyia* Theobald (298/11,2%) e *Haemagogus* Williston (66/2,47%). Os demais gêneros, *Limatus* Theobald (48/1,8%), *Aedes* Meigen (28/1,05%), *Sabethes* Robineau-Desvoidy (21/0,79%), *Trichoprosopon* Theobald (5/0,19%), *Toxorhynchites* Theobald (3/0,11%), *Ochlerotatus* Lynch Arribálzaga (2/0,07%) e *Wyeomyia* Theobald (1/0,04), representaram 4,05% dos mosquitos coletados.

Com relação às espécies coletadas, as mais abundantes foram *Culex urichii* (2.013/75,5%), seguido de *Orthopodomyia fascipes* (298/11,2%) e *Culex (Melanoconion) spp.* (181/6,79%). Enquanto as espécies menos abundantes foram, *Sabethes* sp1., *Sabethes chloropterus*, *Toxorhynchites bambusicola* e *Wyeomyia aponorama*, todos com um único indivíduo coletado (**Tabela 1**).

Tabela 1. Espécies de mosquitos imaturos coletados nas larvitampas de bambu, plástico e pneu, dos ambientes de alto e baixo desmatamento, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Espécie	Número de Indivíduos	%
<i>Culex (Carrollia) urichii</i> (Coquillett, 1906)	2.013	75,5
<i>Orthopodomyia fascipes</i> (Coquillett, 1906)	298	11,2
<i>Culex (Melanoconion) spp.</i>	181	6,79
<i>Haemagogus (Haemagogus) janthinomys</i> Dyar, 1921 *	62	2,32
<i>Limatus flavisetosus</i> de Oliveira Castro, 1935	29	1,09
<i>Aedes (Stegomyia) albopictus</i> (Skuse, 1894)	28	1,05
<i>Sabethes (Sabethoides) glaucodaemon</i> (Dyar & Shannon, 1925) *	15	0,56
<i>Limatus durhamii</i> Theobald, 1901	12	0,45
<i>Limatus pseudomethysticus</i> (Bonne-Wepster & Bonne, 1920)	7	0,26
<i>Trichoprosopon digitatum</i> (Rondani, 1848)	5	0,19
<i>Haemagogus (Haemagogus) leucocelaenus</i> (Dyar & Shannon, 1924) *	4	0,15
<i>Ochlerotatus argyrothorax</i> (Bonne-Wepster & Bonne 1920)	2	0,07
<i>Sabethes</i> sp2. *	2	0,07
<i>Sabethes (Sabethes) albiprivus</i> Theobald, 1903 *	2	0,07
<i>Toxorhynchites (Lynchiella) haemorrhoidalis haemorrhoidalis</i> (Fabricius, 1787)	2	0,07
<i>Sabethes</i> sp1. *	1	0,04
<i>Sabethes (Sabethoides) chloropterus</i> (von Humboldt, 1819) *	1	0,04
<i>Toxorhynchites (Lynchiella) bambusicola</i> (Lutz & Neiva, 1913)	1	0,04
<i>Wyeomyia (Triamyia) aponorama</i>	1	0,04
Total	2.667	100

* Espécies consideradas acrodendrófilas.

6.2 Fauna de mosquitos distribuídos nos ambientes de alto e baixo desmatamento do P.A. Rio Pardo

No ambiente alto desmatamento foram coletados 1.101 (41,3%) imaturos de mosquitos distribuídos em 17 espécies. A espécie mais abundante nesse ambiente foi o *Cx. urichii* (862/78,3%), seguido de *Or. fascipes* (126/11,4%) e *Cx. (Melanoconion) spp.* (31/2,82%). Em relação às espécies menos abundantes, destacam-se *Oc. argyrothorax*, *Sabethes. sp1.*, *Sa. albiprivus*, *To. bambusicola* e *To. haemorrhoidalis* com um exemplar coletado de cada espécie (**Tabela 2**).

Nos pontos de baixo desmatamento foram coletados 1.566 (58,7%) imaturos de mosquito distribuídos em 16 espécies, sendo *Cx. urichii* (1.151/73,5%) a espécie mais abundante, seguido de *Or. fascipes* (172/11,0%) e *Cx. (Mel) spp.* (150/9,58%). Em relação às espécies menos abundantes, destacaram-se *Hg. leucocelaenus*, *Li. pseudomethysticus*, *Oc. argyrothorax*, *Sa. albiprivus*, *Sa. chloropterus*, *To. haemorrhoidalis* e *Wyeomyia aponorama* com um exemplar coletado de cada espécie (**Tabela 2**).

Os dados apresentaram distribuição não paramétrica, portanto foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparar a composição das espécies dos mosquitos entre os dois ambientes. O teste não apontou diferença estatística significativa entre os pontos de alto e baixo desmatamento ($p= 0,6281$).

Ao aplicar a representação gráfica do escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) foi possível observar espacialmente a similaridade na composição de espécies entre os dois ambientes, com os pontos se sobrepondo (**Figura 18**).

Figura 18 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) em relação a composição de espécies de mosquitos imaturos, coletados nos ambientes de alto e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas

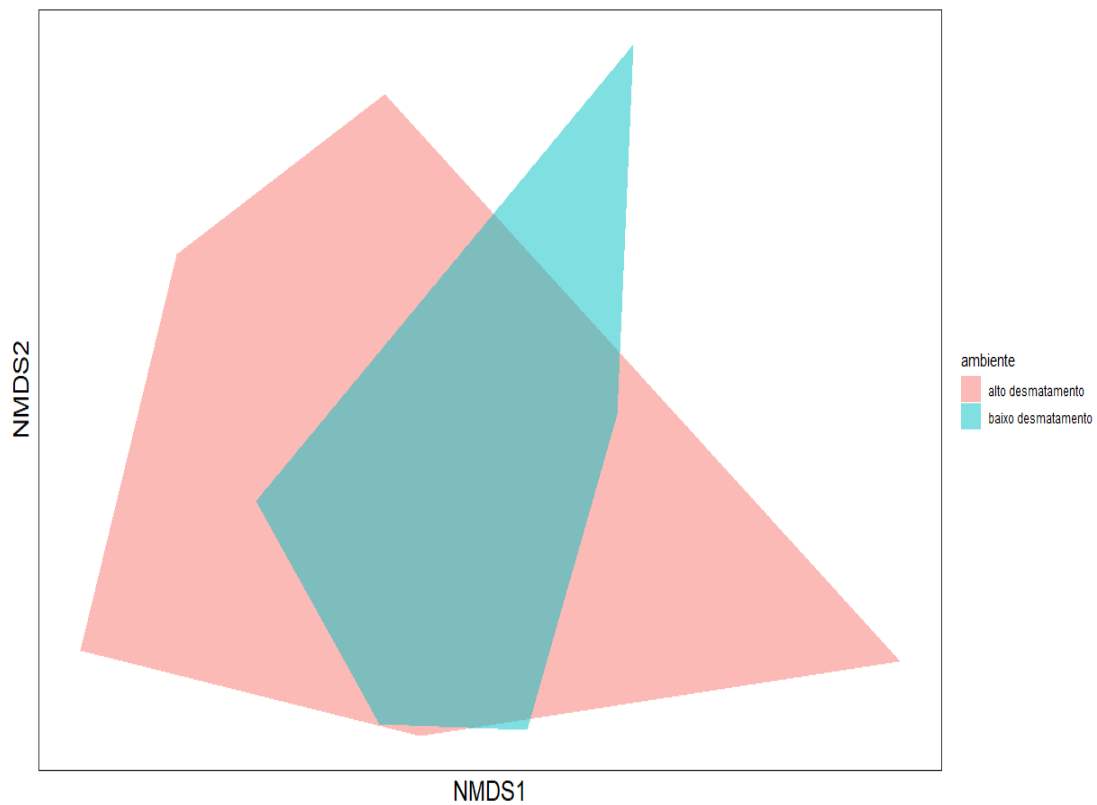


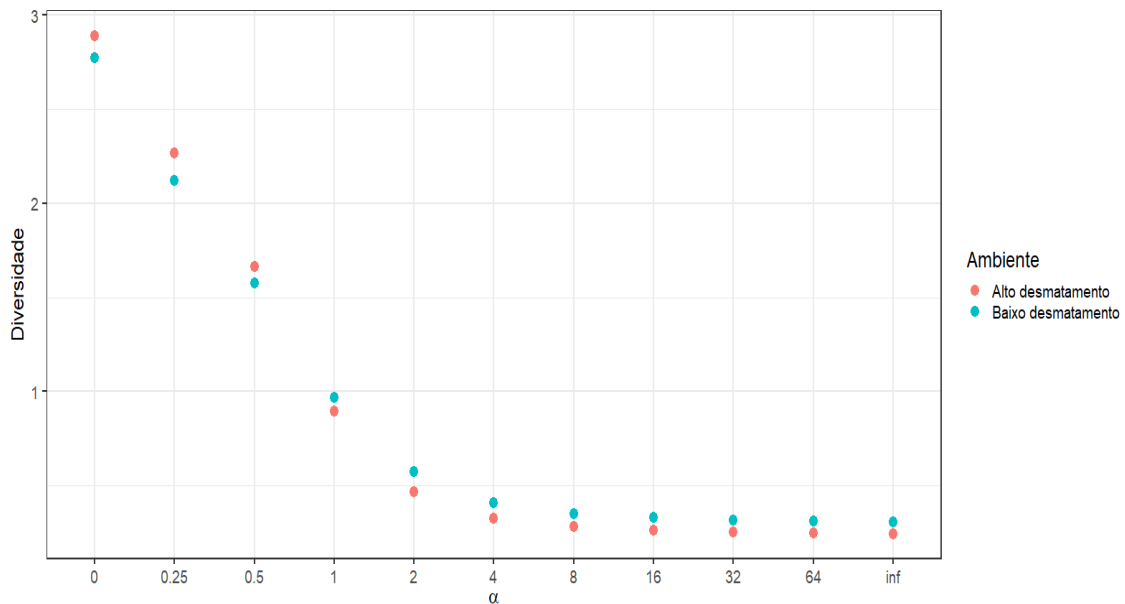
Tabela 2. Abundância de mosquitos imaturos coletados nas larvitrapas de plástico, bambu e pneu, em 2021, divididos nos ambientes de alto desmatamento e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Espécie	Alto desmatamento	%	Baixo desmatamento	%
<i>Aedes (Stg.) albopictus</i>	15	1,36%	13	0,83%
<i>Culex (Car.) urichii</i>	862	78,3%	1.151	73,5%
<i>Culex (Mel.) spp.</i>	31	2,82%	150	9,58%
<i>Haemagogus (Hag.) janthinomys</i> *	25	2,27%	37	2,36%
<i>Haemagogus (Hag.) leucocelaenus</i> *	3	0,27%	1	0,06%
<i>Limatus durhamii</i>	9	0,82%	3	0,19%
<i>Limatus flavisetosus</i>	9	0,82%	20	1,28%
<i>Limatus pseudomethysticus</i>	6	0,54%	1	0,06%
<i>Ochlerotatus argyrothorax</i>	1	0,09%	1	0,06%
<i>Orthopodomyia fascipes</i>	126	11,4%	172	11,0%
<i>Sabethes</i> sp1. *	1	0,09%	0	0,00%
<i>Sabethes</i> sp2. *	2	0,18%	0	0,00%
<i>Sabethes (Sab.) albiprivus</i> *	1	0,09%	1	0,06%
<i>Sabethes (Sbo.) chloropterus</i> *	0	0,00%	1	0,06%
<i>Sabethes (Sbo.) glaucodaemon</i> *	5	0,45%	10	0,64%
<i>Toxorhynchites (Lyn.) bambusicola</i>	1	0,09%	0	0,00%
<i>Toxorhynchites (Lyn.) haemorrhoidalis haemorrhoidalis</i>	1	0,09%	1	0,06%
<i>Trichoprosopon digitatum</i>	2	0,18%	3	0,19%
<i>Wyeomyia (Tra.) aponorama</i>	0	0,00%	1	0,06%
Total	1.101	100	1.566	100

* Espécies consideradas acrodendrófilas.

A maior diversidade das espécies de mosquitos e maior equitabilidade na distribuição dos indivíduos entre as espécies, foi observada no ambiente de baixo desmatamento ($H' = 0,9667$; $J' = 0,3487$), quando comparado com o alto desmatamento ($H' = 0,8933$; $J' = 0,3091$). O perfil de diversidade de Rényi também demonstrou maior diversidade de espécies no ambiente de baixo desmatamento (**Figura 19**).

Figura 19 - Perfis de diversidade de Rényi em função da diversidade de espécies de mosquitos imaturos, coletados durante o ano de 2021, em ambientes de alto e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Eixo X: Alfa (α) 0 = log riqueza; 1 = Índice de Shannon; 2 = Índice de Simpson. Eixo Y: riqueza de espécies coletadas no estudo.



A curva de acumulação de espécies (curva de rarefação) nos ambientes de alto desmatamento e baixo desmatamento não atingiram as assíntotas, e o estimador de riqueza de primeira ordem, Jackknife I, com intervalo de confiança de 95 % apontou que a riqueza no alto desmatamento seria saturada em 27 espécies (erro padrão de $\pm 2,4$), enquanto no baixo desmatamento a curva se estabilizaria em 23 espécies (erro padrão de $\pm 1,1$) (**Figuras 20, 21**).

Figura 20 - Curva de acumulação de espécies, referente as coletas realizadas no ambiente de alto desmatamento, representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados em larvitrapas de bambu, plástico e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

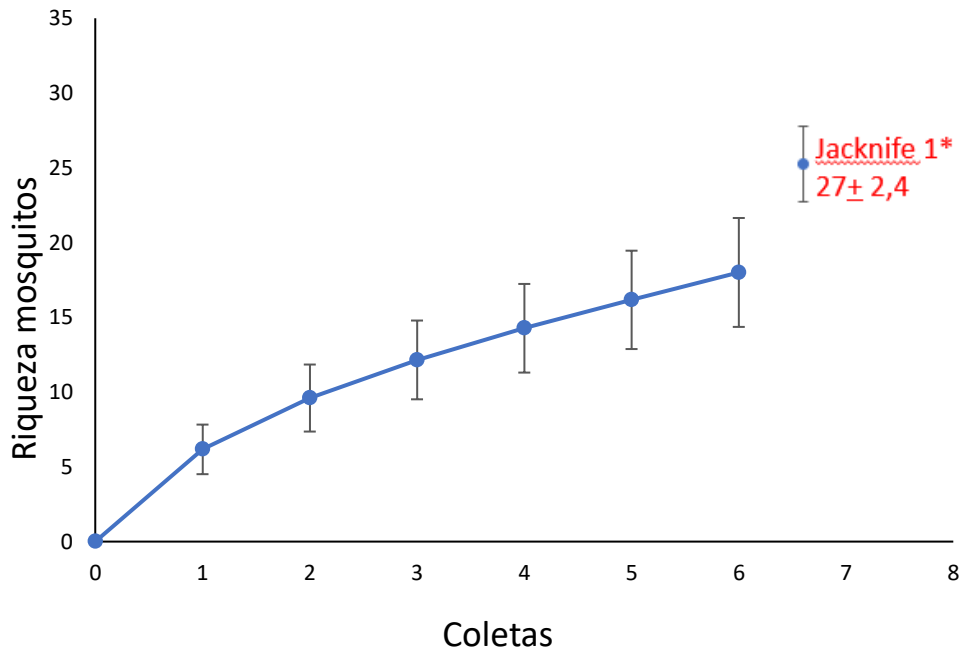
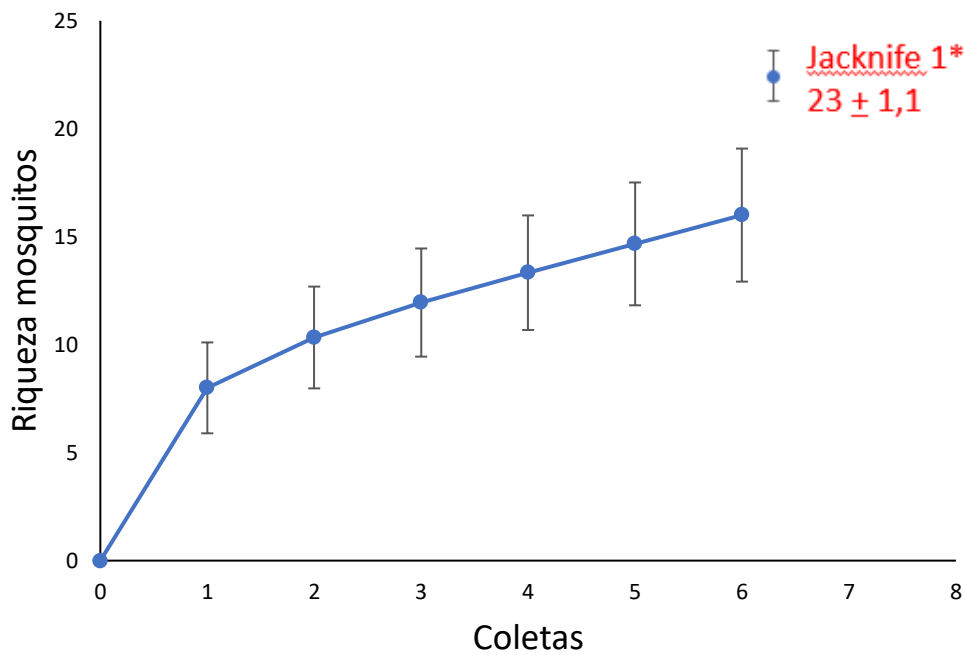


Figura 21 - Curva de acumulação de espécies, referente as coletas realizadas no ambiente de baixo desmatamento, representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados em larvitrapas de bambu, plástico e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Do total de espécies coletadas nos dois ambientes, a análise do Valor de Indicação de Espécies (IndVal) apontou apenas *Cx. (Melanoconion) spp.* com potencial valor de bioindicação para o ambiente de baixo desmatamento (IndVal 69%, $p=0,002$).

6.3 Fauna de mosquitos distribuídos nas larvitampas de bambu, plástico e pneu

A larvitampa mais colonizada pelos mosquitos imaturos foi o pneu com 1.569 (58,81%) indivíduos, distribuídos em 10 espécies. As espécies mais abundantes nessa larvitampa foram *Cx. urichii* (1.481/94,4%), seguido de *Cx. (Mel.) spp.* (41/2,61%) e *Or. fascipes* (17/1,08%). As demais espécies juntas obtiveram (30/1,91%) do material coletado.

O bambu foi a segunda larvitampa mais colonizada com 847 (31,77%) imaturos, distribuídos em 13 espécies. A espécie mais abundante no bambu foi novamente *Cx. urichii* (405/47,8%), seguido de *Or. fascipes* (280/33,1%) e *Cx. (Mel.) sp.* (99/11,7%). As demais espécies obtiveram 63 (7,44%) imaturos coletados.

Por fim, a larvitampa de pote plástico foi a menos colonizada com 251 (9,41%) imaturos de mosquitos, divididos em 14 espécies. Assim como nas demais larvitampas, a espécie mais abundante no plástico foi *Cx. urichii* (127/50,6%), em seguida *Cx. (Mel.) sp.* (41/16,3%) e *Ae. albopictus* (22/8,76%). As demais espécies somaram 61 (24,3%) imaturos coletados (**Tabela 3**).

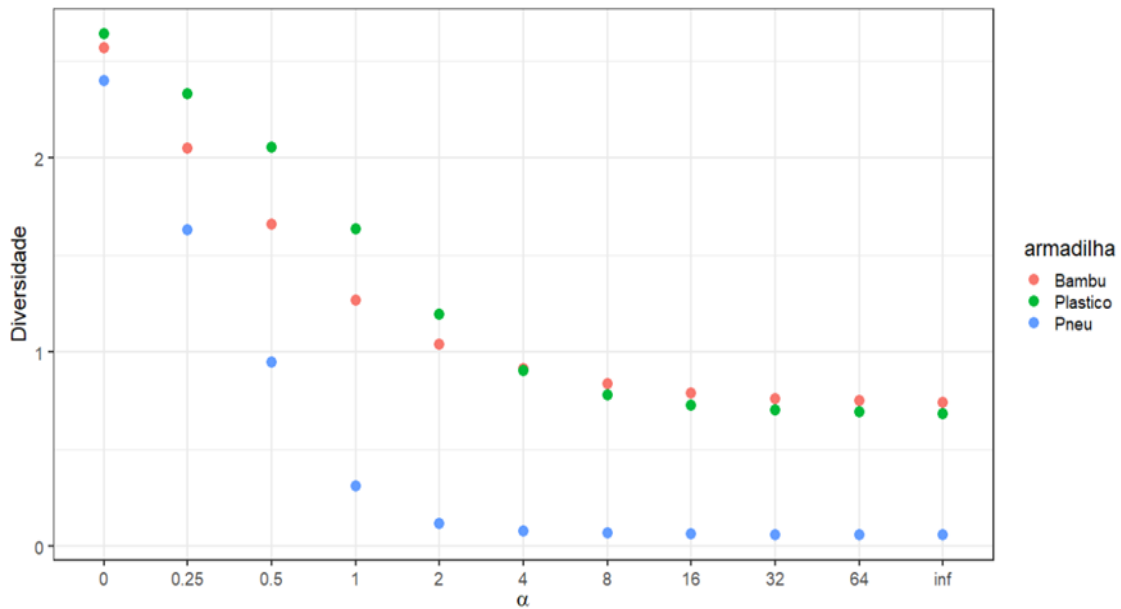
Tabela 3. Abundância de mosquitos imaturos coletados nas larvitrapas de plástico, bambu e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Espécie	Bambu	%	Plástico	%	Pneu	%
<i>Aedes (Stg.) albopictus</i>	1	0,12	22	8,76	5	0,32
<i>Culex (Car.) urichii</i>	405	47,8	127	50,6	1.481	94,4
<i>Culex (Mel.) sp.</i>	99	11,7	41	16,3	41	2,61
<i>Haemagogus (Hag.) janthinomys</i> *	39	4,60	19	7,57	4	0,25
<i>Haemagogus (Hag.) leucocelaenus</i> *	4	0,47	0	0,0	0	0,0
<i>Limatus durhamii</i>	0	0,0	9	3,59	3	0,19
<i>Limatus flavisetosus</i>	2	0,24	17	6,77	10	0,64
<i>Limatus pseudomethysticus</i>	0	0,0	3	1,20	4	0,25
<i>Ochlerotatus argyrothorax</i>	0	0,0	0	0,0	2	0,13
<i>Orthopodomyia fascipes</i>	280	33,1	1	0,40	17	1,08
<i>Sabethes sp1.</i> *	0	0,0	1	0,40	0	0,0
<i>Sabethes sp2.</i> *	2	0,24	0	0,0	0	0,0
<i>Sabethes (Sab.) albiprivus</i> *	1	0,12	1	0,40	0	0,0
<i>Sabethes (Sbo.) chloropterus</i> *	0	0,0	0	0,0	1	0,06
<i>Sabethes (Sbo.) glaucodaemon</i> *	8	0,94	7	2,79	0	0,0
<i>Toxorhynchites (Lyn.) bambusicola</i>	1	0,12	0	0,0	0	0,0
<i>Toxorhynchites (Lyn.) haemorrhoidalis haemorrhoidalis</i>	1	0,12	1	0,40	0	0,0
<i>Trichoprosopon digitatum</i>	4	0,47	1	0,40	0	0,0
<i>Wyeomyia (Tra.) aponorama</i>	0	0,0	1	0,40	0	0,0
Total	847	31,8	251	9,41	1.569	58,8

* Espécies consideradas acrodendrófilas.

A maior diversidade de espécies, bem como a maior equitabilidade se deu na larvitrapa de plástico ($H'=1,636$ e $J'=0,6199$), seguida do bambu ($H'=1,266$ e $J'=0,4937$) e por fim o pneu ($H'=0,3096$ e $J'=0,1291$). O perfil de diversidade de Rényi também demonstrou que a maior diversidade de espécies esteve associada a larvitrapa de recipiente plástico (**Figura 22**).

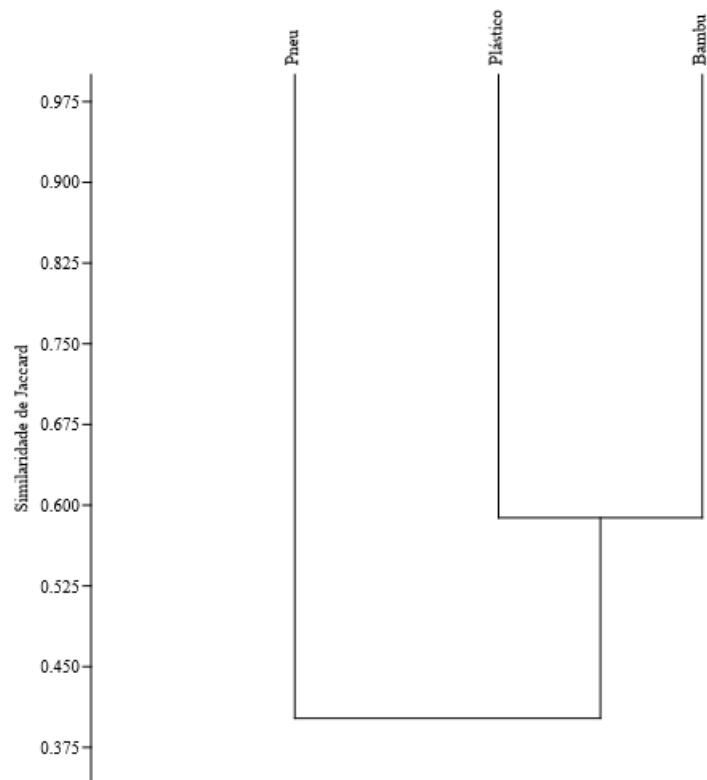
Figura 22 - Perfis de diversidade de Rényi em função da diversidade de espécies de mosquitos imaturos coletados em larvitrapas de bambu, plástico e pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas. Eixo X: Alfa (α) 0 = log riqueza; 1 = Índice de Shannon; 2 = Índice de Simpson. Eixo Y: riqueza



Os dados apresentaram distribuição não paramétrica, portanto, para verificar se houve diferença na composição das espécies de mosquito entre as larvitrapas, foi aplicado uma análise de variância multivariada não-paramétrica (PERMANOVA), que apontou diferença estatisticamente significativa entre o bambu, plástico e pneu ($p=0,0002$).

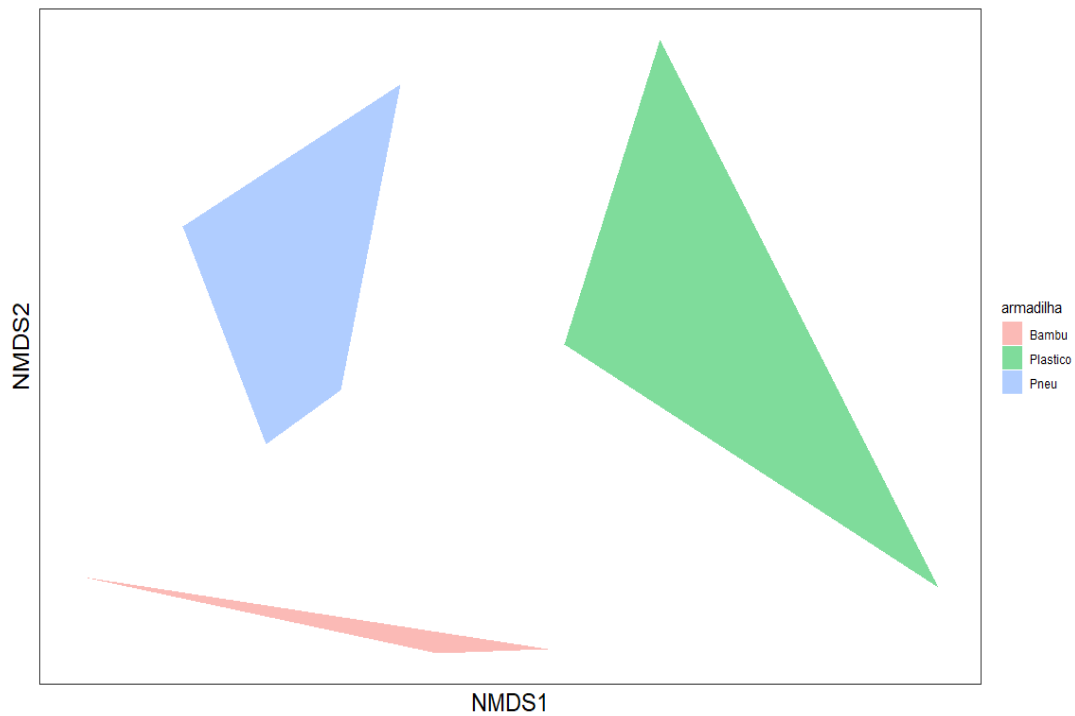
A composição de espécies, segundo a presença e ausência (índice de similaridade de Jaccard), mostraram que ocorreu maior semelhança entre as larvitrapas de bambu e plástico ($C_j=0,625$) e uma dissimilaridade maior das duas em relação ao pneu (**Figura 23**).

Figura 23 - Índice de similaridade de Jaccard (Cj) entre as larvitampas de plástico, bambu e pneu, referente as coletas realizadas em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Ao aplicar a representação gráfica do escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) é possível observar que ocorreu um distanciamento entre as larvitampas analisadas, ou seja, bambu, plástico e pneu foram dissimilares quanto a composição de espécies (**Figura 24**).

Figura 24 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) em relação a diversidade de espécies de mosquitos imaturos, coletados em larvitampas de bambu, plástico e pneu, em 2021 no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



A curva de rarefação mostrou que a riqueza de espécies de mosquitos coletadas com a larvitampa de plástico não atingiu a assíntota, portanto o número de espécies poderia ser maior caso houvesse mais coletas. O estimador de riqueza Jackknife I apontou que caso continuasse coletando, a curva atingiria o platô em 20 espécies (desvio padrão $\pm 2,4$). Para a larvitampa de pneu, o estimador de riqueza apontou que a curva se estabilizaria em 14 espécies (desvio padrão $\pm 1,7$) e a larvitampa de bambu em 18 espécies (desvio padrão $\pm 1,8$) (**Figuras 25, 26, 27**).

Figura 25 - Curva de rarefação representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados na larvitampa de plástico, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

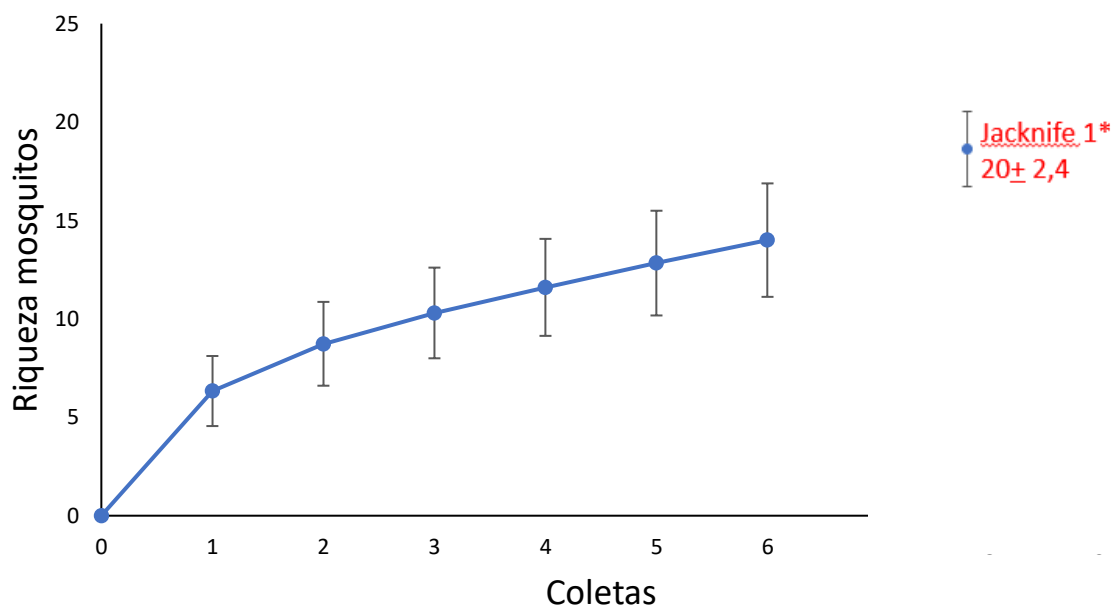


Figura 26. Curva de rarefação representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados na larvitampa de pneu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

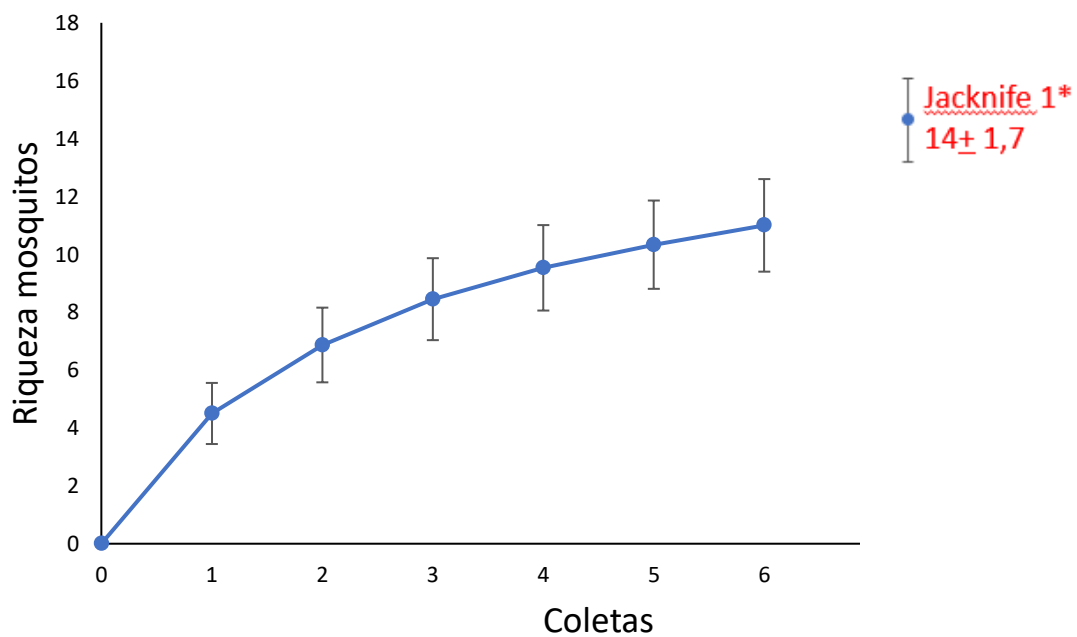
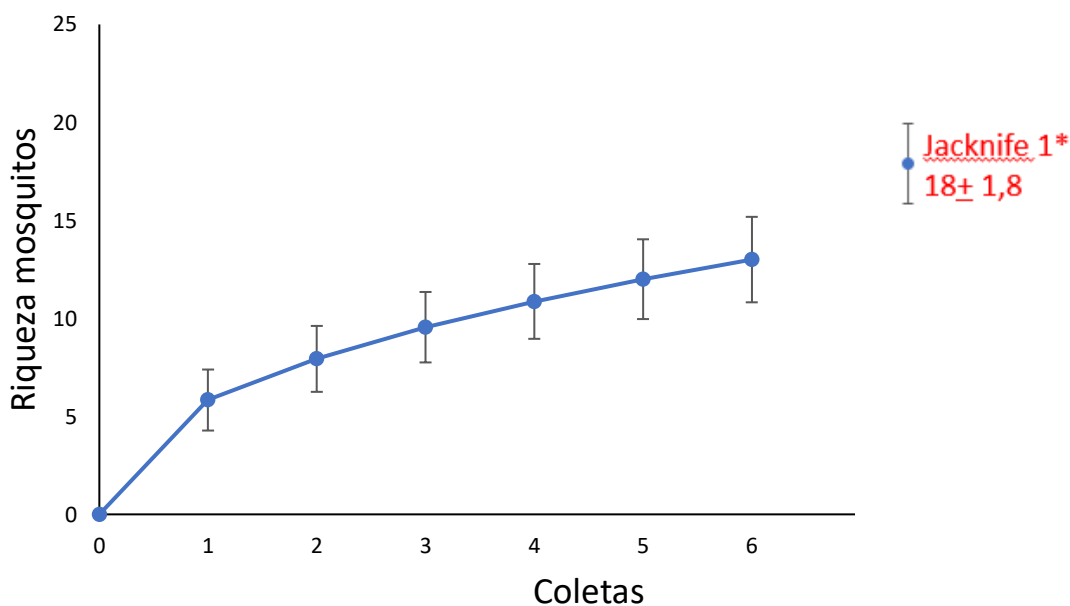


Figura 27 - Curva de rarefação representando a riqueza acumulada das espécies de mosquitos imaturos coletados na larvitampa de bambu, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



Do total de espécies coletadas nas larvitampas, a análise de IndVal apontou três espécies com potenciais valores de bioindicação, sendo *Or. fascipes* e *Hg. janthinomys* as espécies que apresentaram maior especificidade e fidelidade à larvitampa de bambu e *Cx. urichii* ao pneu. A larvitampa de plástico não apresentou espécies bioindicadoras (**Tabela 4**).

Tabela 4. Espécies bioindicadoras das larvitampas de pneu e bambu de acordo com o Valor de Indicação de Espécies (IndVal), coletadas nos ambientes de alto e baixo desmatamento, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Espécie	Larvitampa	IndVal %	P	Frequência
<i>Orthopodomyia fascipes</i>	Bambu	55%	0,003	11
<i>Haemagogus janthinomys</i>	Bambu	47%	0,019	18
<i>Culex urichii</i>	Pneu	73%	0,001	34

6.4 Influência dos fatores abióticos e bióticos na abundância dos mosquitos

O objetivo destas análises foi verificar como as espécies de mosquitos responderam às variáveis abióticas e bióticas dos ambientes e das larvitampas. Para isso, foram mensurados os parâmetros abióticos, pH e O₂ dissolvido de 197 larvitampas

durante os seis eventos de coleta, desse número, 46 larvitampas eram de plástico, 87 larvitampas de pneu e 64 eram armadilhas de bambu.

No alto desmatamento a média de pH registrada foi de 7,25 e O₂ de 7,76, enquanto nos pontos de baixo desmatamento a média de pH foi de 7,50 e o O₂ foi de 7,23 (**Tabela 5**). Com relação a distribuição dos dados de pH e O₂, o teste de Shapiro-wilk apontou distribuição normal, portanto foi aplicado o teste t que não apontou diferença estatística entre o pH registrado nas larvitampas instaladas nos dois ambientes ($p= 0,070$). Com relação ao O₂ o teste t apontou diferença estatística entre o O₂ das armadilhas instaladas nos dois ambientes ($p < 0,001$).

Tabela 5. Média dos valores de pH e O₂ dissolvido entre os pontos de alto e baixo desmatamento, durante as coletas realizadas em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

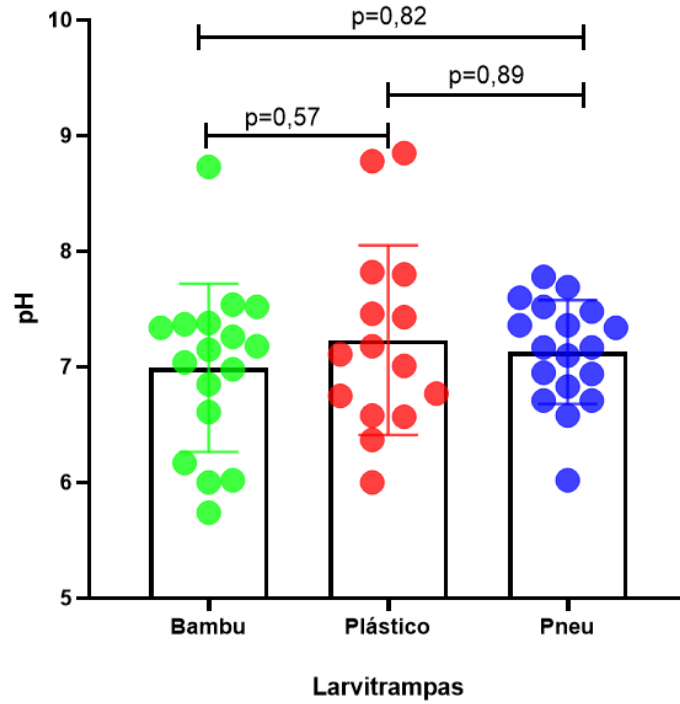
Ambiente	pH	O ₂
Alto desmatamento	Média 7,25 ±1,17	Média 7,76±1,16
	Min 4,99 Máx. 9,79	Min 3,49 Máx. 9,76
Baixo desmatamento	Média 7,50 ±1,05	Média 7,23±1,51
	Min 5,00 Máx. 9,82	Min 1,82 Máx. 9,67

Com relação aos valores de pH registrados nas larvitampas, verificou-se que no plástico ocorreu a maior média pH=7,23 (**Tabela 6**). Os dados apresentaram distribuição paramétrica e a Anova não apontou diferença estatística na média de pH das larvitampas ($p=0,604$), igualmente observado ao aplicar o teste de Tukey, que não apontou diferença estatística entre os valores de pH's das larvitampas (**Figura 28**).

Tabela 6. Valores obtidos do pH da água das larvitampas utilizadas para coleta dos mosquitos imaturos, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

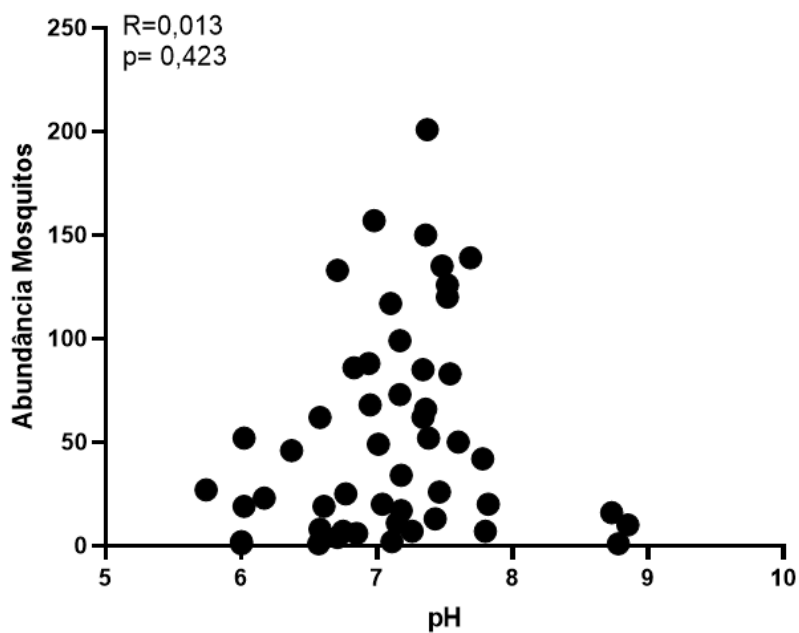
Larvitampa	pH
Plástico	Média 7,23± 0,82
	Min 6,00 Máx. 8,85
Pneu	Média 7,13±0,45
	Min. 6,02 Máx. 7,78
Bambu	Média 6,99±0,73
	Min 5,74 ± Máx. 8,73

Figura 28 - O Teste de Tukey não apontou diferença estatística entre os pH's das larvitampas de bambu, plástico e pneu.



A maior abundância dos mosquitos foi registrada nas faixas de pH 7 e 8, contudo ao aplicar a correlação de Pearson, não foi observado uma correlação significativa entre a abundância dos mosquitos com as diferentes faixas de pH registradas nas águas das larvitampas ($p=0,423$) (**Figura 29**).

Figura 29 - A correlação de Pearson não apontou correlação significativa entre a abundância dos mosquitos e as variações de pH da água.

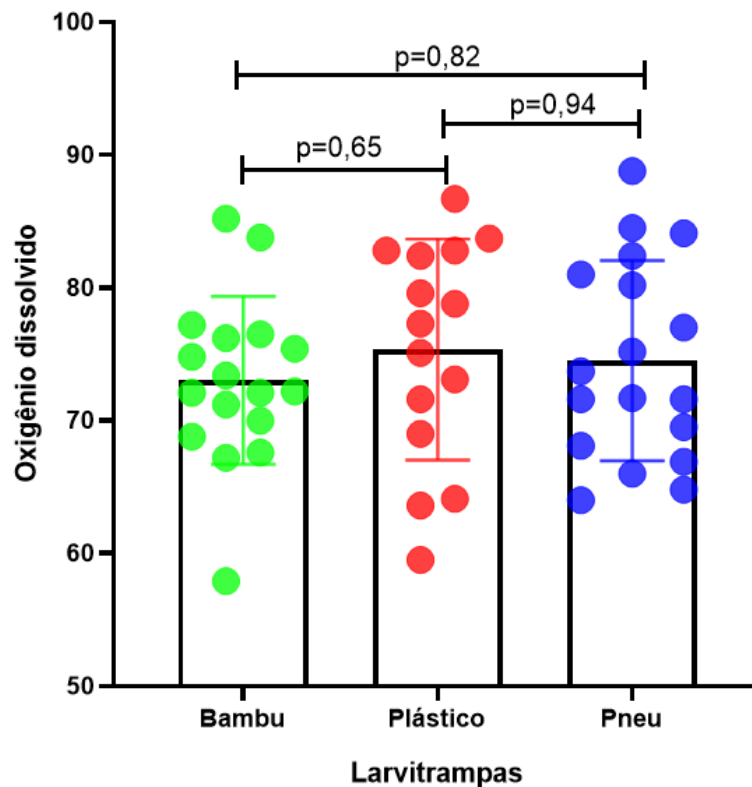


A maior média de O₂ dissolvido na água registrada entre as larvitrapas foi observada no plástico O₂=7,59 ppm (**Tabela 7**), contudo, não houve diferença estatística no O₂ dissolvido das larvitrapas (p=0,6708). O teste de Tukey também não apontou diferença estatística para esse parâmetro entre as larvitrapas (**Figura 30**).

Tabela 7. Valores obtidos de O₂ dissolvido na água (ppm) das larvitrapas utilizadas para coleta dos mosquitos imaturos, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

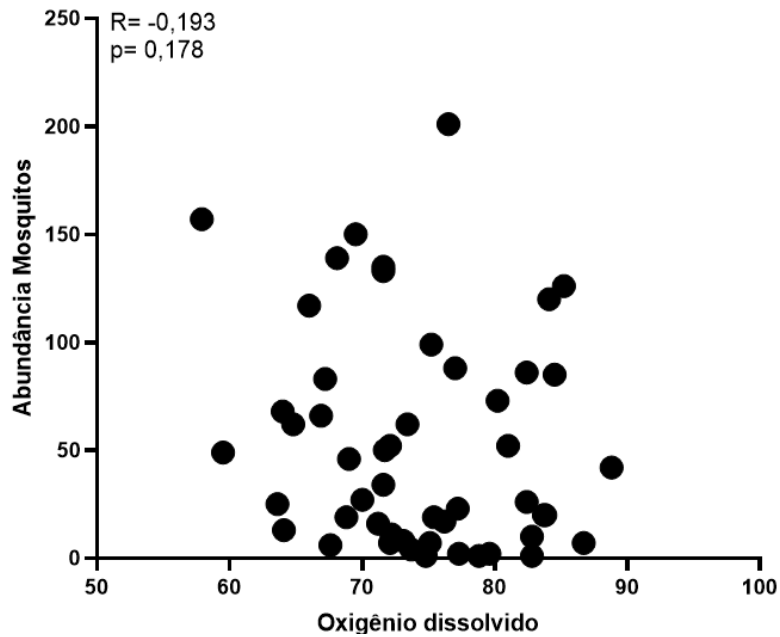
Larvitrapa	O ₂ dissolvido (ppm)
Plástico	Média 75,34±2,14
	Min. 59,5 Máx. 86,7
Pneu	Média 74,51±1,77
	Min. 64 Máx. 88,8
Bambu	Média 73,04±1,53
	Min 59,7 Máx. 85,2

Figura 30 - O Teste de Tukey não apontou diferença estatística significativa entre o O₂ dissolvido na água das larvitrapas de bambu, plástico e pneu.



A maior abundância dos mosquitos foi registrada nas faixas de 70 a 80 ppm de O₂ dissolvido na água. Contudo ao aplicar a correlação de Spearman, não foi observado correlação significativa entre a abundância dos mosquitos com as diferentes faixas de O₂ dissolvido registradas nas águas das larvitrapas (p= 0,178) (**Figura 31**).

Figura 31 - A correlação de Spearman não apontou correlação significativa entre a abundância dos mosquitos com as variações de O₂ dissolvido na água.



Fonte: Autoria própria, 2022.

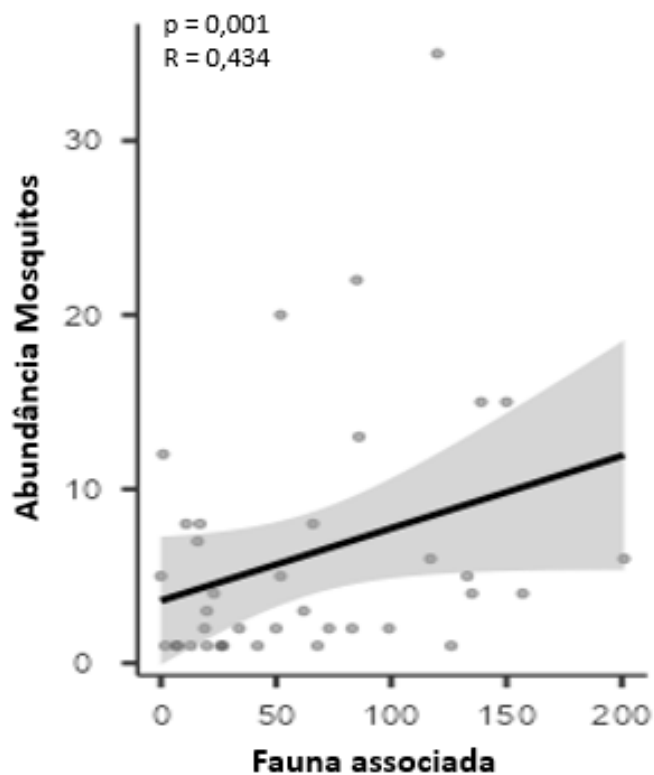
Com relação à fauna não Culicidae encontradas nas larvitrapas, foram coletados 11 táxons, sendo nove famílias de Insecta, uma família de Amphibia e um táxon do filo Nematoda. Das famílias de insetos, a mais abundante foi Dytiscidae (60 indivíduos) pertencente a Coleoptera e a menos abundante foi Ashinidae (um indivíduo) pertencente a Odonata. A maior abundância dos insetos ocorreu nos pontos localizado no baixo desmatamento (97 indivíduos) e na larvitrapa de pneu (104 indivíduos) (**Tabela 7**).

Foram coletados 43 imaturos de Amphibia, ordem Anura, todos da família Hylidae. Os indivíduos foram coletados somente nos pontos localizados no baixo desmatamento e nas armadilhas de bambu e pneu.

O grupo mais coletado nos três tipos de larvitrapas foram os nematódeos (548 indivíduos), e devido à dificuldade em identificá-los a nível de família, foram considerados nas análises apenas como um táxon. A sua ocorrência se deu nos pontos localizados em ambos os ambientes, no entanto, a maior abundância ocorreu no ambiente de alto desmatamento e na larvitrapa de bambu.

Para verificar se a fauna não Culicidae encontrada nas larvitampas influenciaram na abundância dos mosquitos, foi aplicada a correlação de Spearman que apontou correlação estatística significativa e positiva ($p=0,001$; $R= 0,434$) (**Figura 32**).

Figura 32 - A correlação de Spearman apontou correlação significativa e positiva entre a abundância dos mosquitos com os demais indivíduos não Culicidade encontrados nas larvitampas de bambu, plástico e pneu.



Foram coletados três indivíduos do mosquito de hábito predatório *Toxorhynchites*, distribuídos em duas espécies *Toxorhynchites (Lyn.) bambusicola* e *Toxorhynchites (Lyn.) haemorrhoidalis haemorrhoidalis*. Devido ao baixo número de indivíduos coletados, a análise da influência do predador *Toxorhynchites* na abundância dos mosquitos foi inviabilizada.

Tabela 8. Abundância da fauna encontrada coabitando com os mosquitos nas larvitampas de plástico, bambu e pneu, em 2021, nos ambientes de alto e baixo desmatamento, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Filo	Classe	Ordem	Família	Alto desmatamento						Baixo desmatamento						
				Bambu	%	Plástico	%	Pneu	%	Bambu	%	Plástico	%	Pneu	%	
Chordata	Amphibia	Anura	Hylidae	0	0,0	0	0,0	0	0,0	11	5,61	0	0,0	32	19,5	
Arthropoda	Insecta	Coleoptera	Dytiscidae	4	1,82	1	9,09	22	12,1	1	0,51	3	60,0	29	17,7	
			Scirtidae	0	0,0	0	0,0	3	1,65	2	1,02	0	0,0	16	9,76	
			Diptera	Ceratopogonidae	2	0,91	0	0,0	0	0,0	10	5,10	0	0,0	0	0,0
			Chironomidae	0	0,0	0	0,0	3	1,65	0	0,0	0	0,0	8	4,88	
			Limoniidae	0	0,0	0	0,0	3	1,65	2	1,02	0	0,0	3	1,83	
			Psychodidae	16	7,27	0	0,0	0	0,0	3	1,53	0	0,0	0	0,0	
			Syrphidae	13	5,91	0	0,0	0	0,0	10	5,10	0	0,0	0	0,0	
			Odonata	Ashinidae	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	1	0,61
				Pseudostigmatidae	9	4,09	1	9,09	13	7,14	4	2,04	2	40,0	3	1,83
		Nematoda	-	-	-	176	80,0	9	81,8	138	75,8	153	78,1	0	0,0	72
			Total	220	53,3	11	2,66	182	44,1	196	53,7	5	1,37	164	44,9	

6.5 Influência da temperatura e pluviometria na abundância dos mosquitos

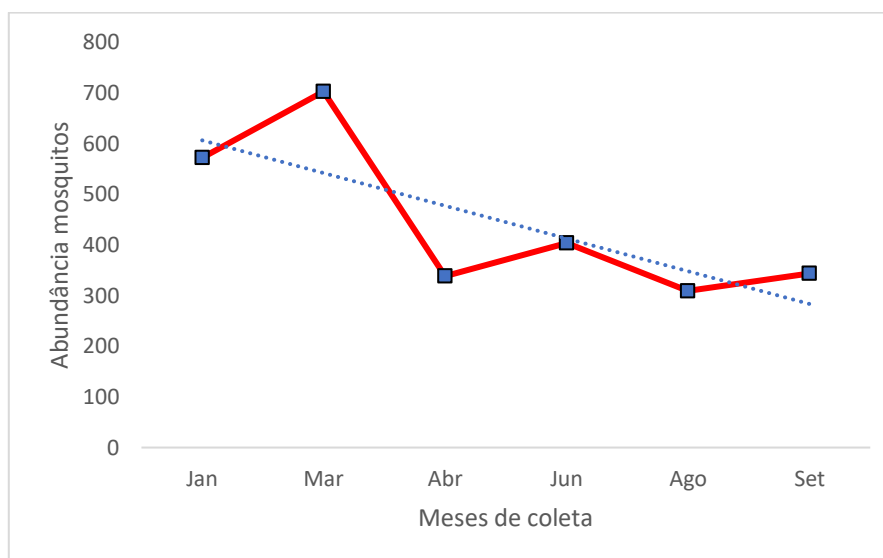
Durante o desenvolvimento desse estudo, foram verificadas as condições meteorológicas para o período das coletas. A maior média de temperatura foi registrada no mês de agosto/2021 (27,24 °C) e a menor média foi registrada no mês de março/2021 (25,43 °C). A precipitação pluviométrica média máxima ocorreu em março/2021 (362,2 mm) e a mínima ocorreu em agosto/2021 (133,05 mm) (**Tabela 9**).

Tabela 9. Dados de temperatura e precipitação pluviométrica média, para os meses de coleta realizadas em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Meses	Janeiro	Março	Abril	Junho	Agosto	Setembro
Temperatura °C	25,66	25,43	25,84	27,16	27,24	23,98
Precipitação mm	272	362,2	300,8	205,77	133,05	213,17

A maior abundância de mosquitos foi registrada no período com maior índice pluviométrico (janeiro, março e abril de 2021 com 1.612 imaturos coletados), contudo, ao aplicar o teste de Mann-Whitney não foi verificada diferença estatística na abundância dos mosquitos entre os períodos com maior e menor índice pluviométrico ($p= 0,401$) (**Figura 33**).

Figura 33 - Variação na abundância dos mosquitos durante os seis eventos de coleta realizadas nos meses de maior e menor índice pluviométrico, em 2021, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.



6.6 Espécies vetoras ou putativas

Foram coletadas nove espécies que possuem importância médico-veterinária, seja por serem incriminadas como vetores em surtos de doenças ou por serem encontradas naturalmente infectadas ou ainda por serem susceptíveis a infecções experimentais por algum patógeno. A espécie mais abundante foi *Haemagogus janthinomys* com 62 indivíduos coletados (**Tabela 10**).

Tabela 10. Espécie vetoras ou putativas coletadas nas larvitrapas de bambu, plástico e pneu, no P.A. Rio Pardo, Presidente Figueiredo, Amazonas.

Espécie	Número de indivíduos
<i>Aedes albopictus</i>	28
<i>Haemagogus janthinomys</i>	62
<i>Haemagogus leucocelaenus</i>	4
<i>Limatus durhamii</i>	12
<i>Limatus flavisetosus</i>	29
<i>Limatus pseudomethysticus</i>	7
<i>Sabethes albiprivus</i>	2
<i>Sabethes chloropterus</i>	1
<i>Sabethes glaucodaemon</i>	15
Total	160

7 DISCUSSÃO

Em inventários de Culicidae realizados para o estado do Amazonas, Cerqueira (1961) registrou a presença de 148 espécies de mosquito em 24 localidades. Posteriormente, Xavier & Matos (1976) acrescentaram 25 novos registros, totalizando 173 espécies distribuídas em 17 gêneros. A partir daí uma série de levantamentos foram realizados e atualmente a fauna de Culicidae para o estado do Amazonas é de aproximadamente 18 gêneros e 275 espécies (Hutchings *et al.* 2002; 2005; 2010; 2011; 2013; 2016; 2018).

O presente estudo avaliou os mosquitos coletados no dossel das árvores, visto que vários trabalhos demonstram que os mosquitos apresentam estratificação considerável. O resultado amostrou 10 gêneros e 19 espécies de mosquitos proveniente de larvas coletadas em alturas que variaram de oito a 12 m. O número de espécies foi representativamente maior do que o obtido por Hendy *et al.* (2021) na Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas, que ao utilizarem ovitrampas, cascas de frutas e internódio de bambu em alturas de 0, 5, 9 e 15 m, coletaram 2.070 larvas de mosquitos distribuídos em sete gêneros e 11 espécies. A quantidade de espécies coletadas no presente estudo também é superior ao encontrado por Lopes *et al.* (1983), que ao utilizarem frascos plásticos como armadilhas de oviposição em alturas de 0, 1, 6 e 11 metros, coletaram 10 espécies de mosquitos.

Dos gêneros coletados no estudo destaca-se *Culex*, com maior abundância (82,3% dos mosquitos coletados) e duas espécies. Trata-se do gênero mais abundante na maioria dos inventários de mosquitos para a Amazônia, tanto no solo como no dossel da floresta (Hutchings *et al.* 2002; 2005; 2011; 2016; 2018). Com ampla distribuição por todo o continente americano, *Culex* é considerado um gênero versátil que se reproduz em depressões do solo ou recipientes naturais e artificiais (Forattini 2002). A espécie mais abundante desse gênero foi *Cx. urichii* (75,5% dos mosquitos coletados), verifica-se que em coletas de mosquitos adultos a espécie não está entre as mais coletadas nos inventários de Culicidae no estado do Amazonas, no entanto, em coletas de imaturos a espécie é encontrada em abundância (Lopes *et al.* 1983; Feijó *et al.* 2020; Hendy *et al.* 2021). O complexo de espécies *Culex (Melanoconion) spp.* foi o terceiro mais abundante, sendo

um táxon comumente coletado em levantamentos de culicídeos para região Amazônica (Hutchings *et al.* 2002; 2005; 2010; 2018).

Outro gênero que merece destaque é *Orthopodomyia*, em que apesar de amostrar apenas uma espécie nesse levantamento (*Orthopodomyia fascipes*), apareceu como o segundo gênero mais abundante (11,2% dos mosquitos coletados). Há poucos registros da espécie em levantamento de imaturos, e não há registro de hábitos acrodendrófilos para a espécie (Lopes *et al.* 1983; Lopes e Lozovei 1995; Lopes 1997). Portanto, com base em nossos achados, sugerimos que essa espécie também frequenta o dossel das árvores, inclusive para a sua oviposição.

O terceiro gênero mais abundante foi o *Haemagogus* (com duas espécies amostradas), sendo *Hg. janthinomys* a espécie mais coletada desse gênero (2,32% dos mosquitos coletados). Trata-se de um mosquito considerado tipicamente acrodendrófilo, sendo comumente coletado em maior número no dossel da floresta (Bates 1944; Arnell 1973; Marcondes e Alencar 2010). Em coletas de mosquitos adultos, Hendy *et al.* (2021) observaram estratificação significativa da espécie, com maior abundância na altura de 9 metros. A preferência pela copa das árvores também foi observada por Pinto *et al.* (2009), pois cerca de 90% dos espécimes de *Hg. janthinomys* foram encontrados a 16 m e 30 m de altura e somente 1% foi coletado no solo. Pereira-Silva *et al.* (2021) coletaram no P.A. Rio Pardo, com atração humana protegida, mais indivíduos da espécie no dossel do que no solo.

O mosquito *Toxorhynchites*, que apresenta hábito predatório na fase larval, apareceu nesse levantamento com apenas três espécimes coletados. Esse baixo número encontrado no dossel corrobora com dados registrados por Lopes *et al.* (1983) que verificou a presença *Toxorhynchites haemorrhoidalis* entre um e seis metros, e a ausência nas alturas de sete a 11 m. Hendy *et al.* (2021) também verificaram baixa abundância da espécie em dossel, pois coletou somente uma larva a nove metros. No entanto, o gênero é comumente coletado em criadouros ao nível do solo (Almeida *et al.* 2020).

Ao comparar os mosquitos coletados nos ambientes de alto desmatamento e baixo desmatamento, verificou-se que a abundância, diversidade e equitabilidade foi maior nos pontos classificados como menor desmatamento, ou seja, em áreas mais preservadas. Contudo não houve diferença estatística significativa na composição das

espécies entre os dois ambientes, resultado semelhante foi encontrado por De Aguiar *et al.* (2020) na Mata Atlântica, que também não verificou diferença estatística entre as áreas mais e menos preservadas.

Para Foratinni (2002), a abundância e diversidade de mosquitos são maiores em áreas florestais mais preservadas onde a riqueza de plantas é alta, especialmente aquelas que podem acumular água em buracos de árvores e axilas de folhas, considerados ótimos locais para criadouro pois muitos mosquitos realizam a oviposição em fitotelmas. Nesse sentido, Ferraguti *et al.* (2016), ao realizarem coletas em ambientes urbanos (antropizados), rural (com vegetação secundária) e natural (florestas mais preservadas), verificaram que a abundância e a riqueza de espécies de mosquitos foram semelhantes em áreas naturais e rurais, mas foram maiores do que a área urbana.

As curvas de rarefação não se estabilizaram em ambos os ambientes, ou seja, o esforço amostral desse estudo foi insuficiente para estimar a real composição das espécies nos pontos coletados, no entanto, o estimador de riqueza apontou que caso as coletas continuassem, a maior riqueza de espécies seria encontrada no ambiente de alto desmatamento com 27 espécies em comparação com o baixo desmatamento, em que a riqueza seria de 23 espécies. No estudo de Brant *et al.* (2016) a perturbação da floresta afetou a abundância de espécies de mosquitos de forma positiva. Na ocasião, a maior abundância de mosquitos foi encontrada em florestas com níveis de leve a altamente explorada quando comparada com florestas primárias não modificadas.

Esses resultados podem ser explicados pela disponibilidade de criadouros de larvas em locais com áreas exploradas, principalmente pela prática madeireira que podem fornecer locais de reprodução para uma variedade de espécies de mosquitos. Fator observado por Yanoviak *et al.* (2006) que verificaram que os locais desmatados recentemente obtiveram maior densidade e maior abundância relativa de fitotelmas em plantas caídas em comparação com florestas intactas, além disso, os autores verificaram que o cultivo subsequente de terras desmatadas com culturas mistas, incluindo abacaxi e banana, possuíam mais criadouros para os mosquitos do que nas florestas, devido à maior abundância relativa de axilas de plantas cheias de água.

No presente estudo, o IndVal apontou *Culex (Melanoconion) spp.* como bioindicador do ambiente de baixo desmatamento. Em contraste, Forattini *et al.* (1991)

registrou tendências das espécies desse grupo a domiciliação, devido a frequência das espécies no peridomicílios e em ambientes antropizados. Fator que corrobora com os achados de Abad-Franch *et al.* (2012), onde no P.A. Rio Pardo, *Culex (Culex)* e *Cx. (Melanoconion)* foram os subgêneros de mosquito dominantes nos aglomerados de vila onde as taxas de desmatamento eram maiores.

Quanto às larvitampas, verificou-se que a mais colonizada pelos mosquitos imaturos foi o pneu, quando comparado com o pote plástico e bambu. Resultado que corrobora com De Aguiar *et al.* (2020) que encontraram maior abundância dos mosquitos em pneus, em diferentes alturas. Outrossim, alguns estudos que investigaram os potenciais criadouros de mosquitos no solo encontraram resultado semelhante, com o pneu sobressaindo em relação aos demais criadouros (Lopes *et al.* 1995; Lopes 1997; Zequi *et al.* 2005).

Em nosso estudo, a diversidade e equitabilidade de espécies foi maior nas larvitampas de pote plástico, a curva de rarefação e o estimador de riqueza apontaram que o platô seria alcançado em 20 espécies no pote plástico, seguido do bambu (18 espécies) e pneu (14 espécies). Esse resultado corrobora com os achados de Almeida *et al.* (2020) que também encontraram a maior diversidade imaturos de mosquitos no pote plástico, porém em coletas de imaturos no solo, e diferem dos resultados De Aguiar *et al.* (2020) que não encontram diferença significativa na diversidade ao utilizarem esses três tipos de armadilhas no dossel.

As larvitampas de pote plástico e pneu podem ser considerados análogos dos troncos ocos de árvore que acumulam água que são encontrados naturalmente no dossel, Blakey *et al.* (2012) compararam troncos ocos artificiais e naturais e verificaram que a comunidade de macroinvertebrados aquáticos era idêntica, inferindo que os recipientes artificiais são bons análogos do criadouro natural.

Em relação ao bambu, igualmente observado por Bastos *et al.* (2021), a água acumulada nessas larvitampas apresentaram um aspecto turvo e odor desagradável, provavelmente devido a decomposição da matéria orgânica, e que pode ser um atrativo para a oviposição de algumas espécies de mosquitos. No entanto, para Lozovei (1998), as formas imaturas que coexistem em entrenós de bambu geralmente optam por entrenós

com água limpa, sem sedimentos, com odor agradável e com pH variando de ácido a neutro.

O IndVal apontou *Cx. urichii* como a espécie bioindicadora do pneu, esse resultado difere de coletas realizadas no estado do Paraná, onde as espécies de *Culex* (*Carollia*) foram coletadas preferencialmente em internódios de bambu (Lozovei 1998). Contudo, como constatado em nosso estudo, formas imaturas de *Cx. Carollia* não se apresentam restritas unicamente a criadouros formados em estruturas vegetais, como foi observado por Lopes e Charlhwood (1985), em coletas na região de Manaus - AM em área de mata e capoeira, em que obtiveram imaturos de *Culex* (*Carollia*) *bonnei* Dyar, *Cx. urichii* em recipientes artificiais.

Embora pouco se saiba sobre a ecologia de *Cx. urichii*, Yanoviak *et al.* (2006) verificaram associação positiva entre troncos ocos de árvores e os imaturos de *Cx. urichii*, portanto, é possível que a larvitampa de pneu instalada no dossel seja um bom análogo do criadouro natural para esse mosquito.

As espécies bioindicadoras associadas a larvitampa de bambu foram *Or. fascipes* e *Hg. janthinomys*. Em geral, os imaturos de *Haemagogus* costumam desenvolver-se em criadouros naturais, tais como troncos ocos de árvores, bromélias e internós de bambu. (Forattini 2002; Alencar *et al.* 2010; Müller *et al.* 2022). Embora *Hg. janthinomys* seja considerada uma espécie tipicamente acrodendrófila, com seus criadouros preferenciais localizados no dossel das árvores (Forattini 2002; Pinto *et al.* 2009), alguns estudos relatam a presença do imaturo a nível do solo e em criadouros artificiais (Alencar *et al.* 2010; Almeida *et al.* 2020). Já os *Orthopodomyias* são geralmente coletados em tronco ocos de árvores, sendo comumente encontrados com maior frequência nos buracos permanentes do que nos temporários (Zavortink 1968).

Com relação aos *Sabethes* coletados, a maioria realizou a oviposição no bambu e pote plástico, o que corrobora com o estudo de Araújo-Oliveira *et al.* (2021) que coletaram imaturos e ovos deste gênero nas larvitampas de bambu e em ovitampas na copa das árvores. Além disso, os entrenós de bambu com água são frequentemente citados como habitats típicos de larvas de mosquitos Sabethine (Lozovei 1998; Marcondes e Mafra 2003).

Recipientes artificiais como criadouros têm sido amplamente usados para testar a teoria ecológica e para atrair os mesmos conjuntos de insetos aquáticos que os fitotelmas naturais (Srivastava e Lawton 1998). Portanto, apesar da insuficiência amostral de nosso estudo, a utilização de armadilhas de imaturos demonstra ser eficiente para a realização de estudos de ecologia de mosquitos e, de acordo com Chadee e Corbet (1990), podem ser utilizadas como uma ferramenta de detecção precoce de vetores de dengue e febre amarela.

Os valores de pH variaram entre as larvitampas, contudo a maior abundância dos mosquitos se deu na faixa de pH 7. Segundo Lozovei (1998) os mosquitos geralmente optam pelas águas mais limpas, sem sedimentos, com odor agradável e com o pH variando de ácido a neutro, entre 3,50 e 7,0. Medeiros-Souza *et al.* (2020) ao coletar os imaturos em bromélias, troncos ocos de árvores, internos de bambu e recipientes artificiais, observaram maior riqueza de espécies nos valores em torno de 7 (pH neutro).

Não houve correlação entre as faixas de pH e a abundância dos mosquitos, o que demonstra que os imaturos podem ser encontrados nos mais variados pH's. Para Clark *et al.* (2007) a manutenção da composição iônica e do pH da hemolinfa é criticamente importante para manutenção da homeostase dos insetos aquáticos, entretanto, os imaturos de mosquitos são mais tolerantes às altas alcalinidade ou acidez o que permite que esse grupo explore uma grande variedade de habitats. Clark *et al.* (2004, 2007) realizaram estudos experimentais com *Ae. aegypti* para investigar o desenvolvimento larval em diferentes concentrações de pH e verificaram que a espécie se desenvolveu normalmente em pH variando de 4 a 11. O Oxigênio dissolvido na água variou entre as larvitampas, sendo que a maior abundância dos mosquitos se deu em torno de 7,2 ppm. Para Medeiros-Souza *et al.* (2020) a maior abundância dos mosquitos se deu na faixa de 2,5 ppm.

Os insetos são o grupo mais comum que utilizam as fitotelmas como criadouros, entretanto Diptera é o táxon dominante e Culicidae é o grupo mais comumente encontrado (Mogi 2004). Nesse estudo, além de Culicidae foram encontradas outras cinco famílias de Diptera. Muller *et al.* (2010) investigaram os criadouros em bromélias e encontraram três famílias compartilhando o criadouro com Culicidae, sendo que Chironomidae constituiu o grupo mais abundante.

A fauna encontrada nas armadilhas inclui membros de cinco guildas composta por predadores e detritívoros, sendo que as odonatas são predadores de topo, de hábito generalista e os mais comuns em fitotelmas (Heckman 2006). Alguns dos insetos encontrados são aquáticos tanto na fase adulta quanto larval, contudo, os Odonata e alguns Coleoptera como Scirtidae são aquáticos apenas na fase larval (Hamada *et al.* 204). O táxon mais coletado nas armadilhas nesse estudo foram os nematóides, e apesar dos muitos inventários realizados em diferentes tipos de fitotelmas registrarem o grupo, os nematoides geralmente têm recebido pouca atenção dos ecologistas (Robaina *et al.* 2015).

O único táxon vertebrado encontrado nas larvitampas foram os imaturos de Anura com uma família identificada, Hylidae. A família se reproduz em bromélias, mas também são capazes de se reproduzir em outros fitotelmas, Kitching (2000) registrou na Malásia, cerca de 10 espécies de girinos em buracos de árvores e axilas de folhas. Noronha *et al.* (2021) coletaram Hylidae em fitotelmas naturais e artificiais.

Apesar da maior abundância dos mosquitos terem sido registrado no período maior índice pluviométrico e com menor temperatura, não houve diferença significativa na abundância dos mosquitos entre os dois períodos. Viera *et al.* 2020 em coletas de mosquitos adultos registraram uma forte correlação da abundância dos mosquitos em dia com altas temperaturas e baixa precipitação. Rezende *et al.* (2011) apontou maior frequência de mosquitos em períodos de maior pluviosidade. Pinto *et al.* (2009) observaram que a diferença na precipitação influenciou o número de mosquitos coletados, sendo que a maior abundância ocorreu no mês subsequente ao mês mais chuvoso.

Estudos conduzidos por Julião *et al.* (2014) referente a coletas realizadas na Floresta Amazônica indicaram que a maior diversidade de mosquito foi obtida durante a estação chuvosa, os autores inferiram que a abundância de mosquito no período chuvoso pode estar relacionada com a disponibilidade de habitats larvais, que incluem desde riachos e lagoas, piscinas temporárias, pequenas coleções de água no solo, até as fitotelmas e concluíram que a sazonalidade é o principal fator de variação na composição e estrutura das comunidades de mosquitos.

Nesse estudo foram coletados alguns mosquitos vetores de doenças que ocasionam sérios problemas de saúde pública, algumas espécies são responsáveis por elevada morbidade e letalidade (Forattini 2002). Dentre as espécies amostradas,

destacam-se *Aedes albopictus*, *Culex* sp., *Haemagogus janthinomys*, *Limatus* sp., *Ochlerotatus argyrothorax*, *Sabethes* sp., *Wyeomyia aponorama*.

Aedes albopictus: A espécie é vetor de diversos agentes etiológicos dentre eles: Chikungunya vírus (CHIKV), Dengue vírus (DENV), Vírus da Encefalite Equina do Oeste (EEEV), Itaporanga vírus (ITPV), Encefalite Japonesa, Encefalite de Saint Louis (SLEV), Kasba vírus (KASV), Kunjin vírus (KUNV), Encefalite La Crosse (LACV), Vírus da Floresta de Semliki (SFV), Tahyna vírus (TAHV), Usutu vírus (USUV), vírus da Encefalite Equina Venezuelana (VEEV), Alagoas sorotipo (VSAV), Encefalite Equina do Oeste (WEEV), vírus do Nilo Ocidental (WNV), vírus da Febre Amarela (YFV), Zika vírus (ZIKV), *Dirofilaria immitis* (Harbach 2020).

Apesar do baixo número de imaturos coletados, *Ae. albopictus* foi encontrada em maior abundância no ambiente de alto desmatamento e colonizando a larvitrapa de pote plástico. Tauil (2001) afirma que a espécie habita frequentemente áreas de capoeira e é associado aos ambientes antropizados de áreas periurbanas. A espécie utiliza como criadouro os depósitos naturais que acumulam água, como tronco oco de árvores, substratos de folhas, cascas de frutas, porém, dependendo da disponibilidade, também pode utilizar criadouros artificiais como vasos de plantas, calhas, piscinas de água, pneus e lixo descartado (Forattini *et al.* 1998; Gomes *et al.* 2005).

Culex: Os mosquitos desse gênero apresentam uma lista de agentes etiológicos dos quais são vetores, tais como: Abras vírus (ABRV), Acara vírus (ACAV), Acado vírus (ACDV), Aino vírus (AINOV), Ananindeua vírus (ANUV), Arumowot vírus (AMTV), Antequera vírus (ANTV), Apeu vírus (APEUV), Arkonam vírus (ARKV), Adelaide River vírus (ARV), Aura vírus (AURAV), Babahoyo vírus (BABV), Bagaza vírus (BAGV), Banzi vírus (BANV), Bakau vírus (BAKV), Barur vírus (BARV), Batai vírus (BATV), Babanki vírus (BBKV), Bebaru vírus (BEBV), Bovine Ephemeral Fever vírus (BEFV), Belmont vírus (BELV), Bangoran vírus (BGNV), Bimiti vírus (BIMV), Botambi vírus (BOTV), Bozo vírus (BOZOV), Bushbush vírus (BSBV), Barranqueras vírus (BQSV), Bovine vesicular stomatitis vírus (BVSV), Cabassou vírus (CABV), Capim vírus (CAPV), Caraparu vírus (CARV), Catu vírus (CATUV), California Encefalite vírus (CEV), Chikungunya vírus (CHIKV), Chandipura vesiculo vírus (CHPV), Cananeia vírus (CNAV), Cocal vírus (COCV), Corriparta vírus (CORV), Cotia vírus (COTV), Dabakala vírus (DABV), Dengue vírus (DENV), Encefalite Equina

Oriental vírus (EEEV), Edge Hill vírus (EHV), Enseada vírus (ENSV), Entebbe Bat vírus (ENTV), Everglades vírus (EVEV), Flanders vírus (FLAV), Gamboa vírus (GAMV), Germiston vírus (GERV), Getah vírus (GETV), Gan Gan vírus (GGV), Guajara vírus (GJAV), Gray Lodge vírus (GLOV), Gumbo Limbo vírus (GLV), Gomoka vírus (GOMV), Hart Park vírus (HPV), Ilheus vírus (ILHV), Ingwavuma vírus (INGV), Itaporanga vírus (ITPV), Itaqui vírus (ITQV) Israel Turkey Meningoencephalitis vírus (ITV), Jacareacanga vírus (JACV), Japanese Encephalitis vírus (JBEV), Kaikalur vírus (KAIV), Kamese vírus (KAMV), Kasba vírus (KASV), Ketapang vírus (KETV), Keystone vírus (KEYV), Kimberley vírus (KIMV), Kokobera vírus (KOKV), Koongol vírus (KOOV), Kunjin vírus (KUNV), Kwatta vírus (KWAV), Kyzylgach vírus (KYZV), La Crosse vírus (LACV), Latino vírus (LATV), Lednice vírus (LEDV), La Joya vírus (LJV), Llano Seco vírus (LLSV), Las Maloyas vírus (LMV), Lokern vírus (LOKV), Madrid vírus (MADV), Manitoba vírus (MBAV), Mermet vírus (MERV), Mahogany Hammock vírus (MHV), Minnal vírus (MINV), Mirim vírus (MIRV), Moju vírus (MOJUV), Moriche vírus (MORV), Mossuril vírus (MOSV), M'poko vírus (MPOV), Mosqueiro vírus (MQOV), Mucambo vírus (MUCV), Murutucu vírus (MURV), Murray Valley Encephalitis vírus (MVEV), Ndumu vírus (NDUV), Nepuyo vírus (NEPV), Naranjal vírus (NJLV), Nkolbisson vírus (NKOV), Nodamura vírus (NODV), Nola vírus (NOLV), Odrenisrou vírus (ODRV), Olifantsvlei vírus (OLIV), Oriboca vírus (ORIV), Oropouche vírus (OROV), Ossa vírus (OSSAV), Oubi vírus (OUBIV), Oubangui vírus (OUBV), Pahayokee vírus (PAHV), Palyam vírus (PALV), Para vírus (PARAV), Patois vírus (PATV), Pacora vírus (PCAV), Perinet vírus (PERV), Picola vírus (PIAV), Palestina vírus (PLSV), Paroo River vírus (PRV), Restan vírus (RESV), Ross River vírus (RRV), Resistencia vírus (RTAV), Rift Valley fever vírus (RVFV), Sagiyama vírus (SAGV), Sathuperi vírus (SATV), Semliki Forest vírus (SFV), Shuni vírus (SHUV), Sindbis vírus (SINV), Encefalite de St. Louis vírus (SLEV), Spondweni vírus (SPOV), Shark River vírus (SRV), Tahyna vírus (TAHV), Tai vírus (TAIV), Tataguine vírus (TATV), Tensaw vírus (TENV), Termeil vírus (TERV), Tembusu vírus (TMUV), Turlock vírus (TURV), Trivittatus vírus (TVTIV), Umatilla vírus (UMAV), Umbre vírus (UMBV), Usutu vírus (USUV), Encefalite Equina Venezuelana vírus (VEEV), Vellore vírus (VELV), Vinces vírus (VINV), Venkatapuram vírus (VKTV), Virgin River vírus (VRV), Vesicular Stomatitis (New Jersey serotype) vírus (VSNJV), Wanowrie vírus (WANV), Western Equine Encephalitis vírus (WEEV), Whataroa vírus (WHAV), Witwatersrand vírus (WITV), West Nile vírus (WNV), Wongal vírus (WONV),

Wesselsbron vírus (WSLV), Wyeomyia vírus (WYOV), Yaounde vírus (YAOV), *Wuchereria bancrofti*, *Bird Plasmodium* spp., *Plasmodium relictum* (Harbach 2020).

Haemagogus janthinomys: É vetor da Febre Amarela Silvestre, existe ainda, o registro do vírus de Ilhéus isolado da espécie no Panamá (Harbach 2022). De hábito acrodendrófilo, *Hg. janthinomys* realiza a oviposição preferencialmente em fitotelmas (Alencar *et al.* 2010). Essa espécie apresenta extensa distribuição geográfica nas Américas Central e do Sul e está presente em quase todo o território nacional (Abreu *et al.* 2019). Nesse estudo a espécie foi coletada em maior abundância no ambiente de baixo desmatamento e foi bioindicador da larvitrapa de bambu. Almeida *et al.* (2020) em coletas de imaturos no nível do solo no P.A. Rio Pardo também coletaram com maior frequência a espécie em internódios de bambu. Esses mosquitos ocorrem principalmente em florestas tropicais, possuem atividade diurna, estando presentes nas horas mais quentes do dia e, apesar de serem encontrados no dossel da floresta, são capazes de realizar repasto sanguíneo ao nível do solo (Galindo *et al.* 1956; Pajot *et al.* 1985).

Haemagogus leucocelaenus: É um importante vetor da Febre Amarela Silvestre no Sudeste do Brasil (Abreu *et al.* 2019), realiza a oviposição em fitotelmas, apresenta atividade em todo o período diurno e possui ampla área de distribuição (Pinto *et al.* 2009; Tátilla-Ferreira *et al.* 2017). No presente estudo foram coletadas quatro larvas da espécie, sendo três no ambiente de alto desmatamento e todas na larvitrapa de bambu. Estudos demonstram que a espécie apresenta considerável capacidade de adaptação a ambientes modificados, e é coletado frequentemente em ocos de árvores ou internódios de bambu (Araújo-Oliveira *et al.* 2021).

Limatus: das três espécies coletadas *Li. durhamii* e *Li. pseudomethysticus* foram coletadas em maior abundância nas áreas de alto desmatamento e *Li. flavisetosus* no baixo desmatamento. Há registros desses mosquitos encontrados naturalmente infectados com o vírus Gama e Maguari. O vírus Wyeomyia foi isolado de um pool de *Limatus* em Trinidad, e o vírus da encefalite equina venezuelana foi isolado de *Li. flavisetosus*, apesar disso, de acordo com Harbach (2020) é improvável que as espécies do gênero sejam incriminadas em epidemias dessas doenças.

As espécies de *Limatus* são encontradas em uma variedade de criadouros, sejam eles naturais ou artificiais e comumente estão presentes em ambientes antropizados

(Forattini 2002). Lopes (1997) observou maior abundância de *Li. durhamii* em criadouros de pneu e pote plástico, quando comparado com lata de alumínio e internódio de bambu. Almeida *et al.* (2020), no P.A. Rio Pardo obtiveram maior abundância nos pneus instalados na borda da floresta e nos pontos com baixo desmatamento. Para Guimarães *et al.* (1985) *Limatus* é dentre os sabetíneos, a espécie mais adaptada ao convívio humano, com potencial para colonizar diferentes tipos de criadouros e ambientes.

Ochlerotatus argyrothorax: As larvas se desenvolvem em buracos de árvores e lagoas rasas em rochas (Pereira *et al.* 2005). Várias espécies de *Ochlerotatus* são conhecidas por apresentar infecções naturais de arbovírus e microfilárias, com registros de serem encontrados naturalmente infectados com o vírus Ilheus e *Wyeomyia* (Harbach 2020). Os mosquitos *Oc. taeniorhynchus* e *Oc. scuplaris* apresentam competência vetorial para *Dirofilaria immitis* (Dantas-Torres e Otranto 2013). Outrossim, *Oc. scuplaris* é um potencial vetor da encefalite humana causada pelo vírus Rocio, entretanto, não são incriminados em surto de doenças (Harbach 2020).

Sabethes: São mosquitos silvestres de hábito acrodentrófilo, a hematofagia é maior em animais arborícolas e as fêmeas põem ovos em forma rombóide em recipientes naturais, particularmente aqueles com pequenas aberturas e grande capacidade de retenção de água, como buracos de árvores e bambu. (Forattini 2002; Confalonieri e Neto 2012). Os sabetíneos possuem importância médica e veterinária por serem vetores de algumas doenças, incluindo a Febre Amarela Silvestre (YFV).

Sabethes chloropterus é o principal vetor do vírus da febre amarela na América Central e há registro de transmitir o vírus de Chagres (CHGV), vírus Ilheus (ILHV) e Encefalite de St. Louis (SLEV) (Harbach 2020). *Sabethes albiprivus* foi encontrado naturalmente infectado com o vírus Tucunduba e o vírus da Febre Amarela, vírus da encefalite de Ilhéus e St. Louis também foram isolados desta espécie no Panamá (Goenaga *et al.* 2012). *Sabethes belisarioi* foi encontrado naturalmente infectado com o vírus da Encefalite de São Luís, em Belém (PA) e o vírus da Febre Amarela, em algumas regiões da América do Sul (Causey *et al.* 1964; Roberts *et al.* 1981).

Wyeomyia aponorama: Foi coletado somente um indivíduo em áreas de baixo desmatamento e na larvitrapa de plástico. Consta que a espécie foi encontrada naturalmente infectada com os vírus Kairi e *Wyeomyia* (Forattini 2002). Estudos

relacionados ao gênero são escassos, porém, as espécies costumam ser fitotelmatas de aráceas e bromeliáceas e são comumente encontradas em ambientes mais preservados.

8 CONCLUSÃO

A riqueza de mosquitos coletadas no dossel da floresta do Projeto de Assentamento Rio Pardo foi representativa quando comparada com outros levantamentos na Amazônia. A maioria das espécies coletadas são comumente inventariadas na região, entretanto, ainda não havia sido registrado a alta abundância de *Orthopodomyia fascipes* realizando oviposição em estratos superiores.

Diferente do hipotetizado, nos locais mais desmatados a fauna de mosquitos acrodendrófilos é abundante e diversificada, e não ocorreu diferença significativa com os locais mais preservados. As curvas de rarefação não atingiram a assíntota, portanto torna-se necessário o emprego de maior esforço amostral e a utilização de outros métodos de amostragem. Além disso, é importante que se acompanhe a composição dos mosquitos no P.A. Rio Pardo ao longo dos anos, visto que o local continua em expansão e novas áreas estão sendo desmatadas.

A utilização de larvitampas como análogos de fitotelmatas mostraram que essas armadilhas podem ser usadas como criadouros experimentais tratáveis para facilitar o estudo de insetos que se reproduzem no dossel das árvores. Por meio dessas armadilhas é possível observar a biologia das espécies, locais preferenciais de oviposição, conhecer os fatores bioecológicos que podem afetar a fauna dos mosquitos e de outros grupos que coabitam esses locais.

A abundância dos mosquitos imaturos apresentou ciclo sazonal e variou de acordo com a temperatura e pluviometria, contudo, não houve diferença significativa entre os meses de maior e menor índice pluviométrico.

Não foi abordado no presente estudo os riscos de doenças infecciosas pelos mosquitos vetores acrodendrófilos, sendo basicamente uma contribuição para o conhecimento da composição da comunidade de mosquitos na região do P.A. Rio Pardo. Todavia, dentre as espécies encontradas nesse levantamento, algumas são consideradas vetores de arboviroses endêmicas para a região Amazônica, o que reforça a necessidade de uma vigilância constante na área.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abad-Franch, F.; Grimmer, G.H.; De Paula, V.S.; Figueiredo, L.T.; Braga, W.S.; Luz, S.L. 2012. Mayaro Virus Infection in Amazonia: A Multimodel Inference Approach to Risk Factor Assessment. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 6:10.

Abreu, F.V.S.D.; Ribeiro, I.P.; Ferreira-de-Brito, A.; Santos, A.A.C.D.; Miranda, R.M.D.; Bonelly, I.D.S.; et al. 2019. *Haemagogus leucocelaenus* and *Haemagogus janthinomys* are the primary vectors in the major yellow fever outbreak in Brazil, 2016–2018. *Emerging microbes & infections* 8:218-231.

Albeny, D.S.; Rosa, C.S.; Ataíde, L.M.S.; Vilela, E.F. 2010. Primeiro registro do gênero *Toxorhynchites* Theobald (Diptera, Culicidae) em Mata Atlântica, Viçosa, Minas Gerais. *Revista Ceres* 57: 181-184.

Alencar, A.; Silvestrini, R.; Gomes, J.; Savian, G. 2022. Amazonia em chamas: o novo e alarmante patamar do desmatamento na Amazônia. *IPAM Amazônia* 1-21.

Alencar, J.; Gil-Santana, H.R.; De Oliveira, R.D.F.N.; Dégallier, N.; Guimarães, A.E. 2010. Natural breeding sites for *Haemagogus* mosquitoes (Diptera, Culicidae) in Brazil. *Entomological News* 4: 393-396.

Almeida, J.F.; Belchior, H.C.M.; Ríos-Velásquez, C.M.; Pessoa, F.A.C. 2020. Diversity of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) Collected in Different Types of Larvitrap in an Amazon Rural Settlement. *Plos one* 15:10.

Araújo-Oliveira, A.D.; Gil-Santana, H.R.; Teixeira, C.D.S.B.; Santos-Mallet, J.R.D.; Alencar, J. 2021. Evaluation of the Diversity of Culicidae Vectors of the Sylvatic Yellow Fever Virus in Atlantic Forest Remnants with the Use of Ovitrap and Bamboo Traps. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 11:875-883.

Arnell, J.H. 1973. Mosquito studies (Diptera: Culicidae). XXXII. A Revision of the Genus *Haemagogus*. *Contributions to the American Entomological Institute* 10: 1-174.

Barrera, R.; Amador, M.; Clark, G.G. 2006. Ecological factors influencing *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) productivity in artificiais containers in Salinas, Puerto Rico. *Journal of medical entomology* 3:484-492.

Bastos, A.Q.; Leite, P.J.; De Mello, C.F.; Maia, D.A.; Machado, S.L.; Gil-Santana, H.R.; et al. 2021. Bionomy of Mosquitoes in Bamboo Internodes in an Atlantic Forest Remnant of the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Journal of the American Mosquito Control Association* 37: 208-215.

Bates, M. 1944. Observations on the Distribution of Diurnal Mosquitoes in a Tropical Forest. *Ecology* 25: 159-170.

Becker, B. 1999. *Amazônia: geopolítica na virada do III milênio*. Rio de Janeiro: Garamond. 2004. A Revolução Urbana. Tradução Sérgio Martins. Belo Horizonte: UFMG, 109-138.

Bentley, M.D.; Day, J.F. 1989. Chemical Ecology and Behavioral Aspects of Mosquito Oviposition. *Annual review of entomology* 34: 401-421.

Blakely, T.J.; Harding, J.S.; Didham, R.K. 2012. Distinctive aquatic assemblages in water-filled tree holes: a novel component of freshwater biodiversity in New Zealand temperate rainforests. *Insect Conservation and Diversity* 5: 202-212.

Brant, H.L.; Ewers, R.M.; Vythilingam, I., Drakeley, C.; Benedick, S.; Mumford, J.D. 2016. Vertical stratification of adult mosquitoes (Diptera: Culicidae) within a tropical rainforest in Sabah, Malaysia. *Malaria journal*, 15: 1-9.

Causey, O.R.; Shope, R.E.; Theiler, M. (2002). Isolation of St. Louis Encephalitis virus from arthropods in Pará, Brasil. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 3:179-180.

Cerqueira, N.L. 1961. Distribuição Geográfica dos Mosquitos da Amazônia. *Revista Brasileira de Entomologia* 10: 111-168.

Chadee, D.D.; Corbet, P.S.; Greenwood, J.J.D. 1990. Egg-laying yellow fever mosquitoes avoid sites containing eggs laid by themselves or by conspecifics. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 57: 295-298.

Clark, T.M.; Flis, B.J.; Remold, S.K. 2004. pH tolerances and regulatory abilities of freshwater and euryhaline Aedine mosquito larvae. *Journal of Experimental Biology* 207, 2297-2304.

Clark, T.M.; Vieira, M.A.L.; Huegel, K.L.; Flury, D.; Carper, M. 2007. Strategies for regulation of hemolymph pH in acidic and alkaline water by the larval mosquito *Aedes aegypti* (L.) (Diptera; Culicidae). *Journal of Experimental Biology* 210, 4359–4367.

Confalonieri, U.E.; Costa-Neto, C. 2012. Diversity of Mosquito Vectors (Diptera: Culicidae) in Caxiuanã, Pará, Brazil. *Interdisciplinary perspectives on infectious diseases* 2012.

Consoli, R.A.G.B.; Lourenço-de-Oliveira R. 1994. *Principais Mosquitos de Importância Sanitária no Brasil*. Fiocruz, Rio de Janeiro. 228 p.

Copertino, M.; Piedade, M.T.F.; Vieira, I.C.G.; Bustamante, M. 2019. Desmatamento, fogo e clima estão intimamente conectados na Amazônia. *Ciência e Cultura* 71: 04-05.

- Dantas-Torres, F.; Otranto, D. 2013. Dirofilariosis in the Americas: a more virulent *Dirofilaria immitis*? *Parasites & vectors* 6: 1-9.
- De Aguiar Maia, D.; Bastos, A.Q.; Leite, P.J.; Gil-Santana, H.R.; Dos Santos Silva, J.; Alencar, J. 2020. Comparative analysis between sampling methods for immature mosquitoes in an atlantic forest fragment in Brazil. *Journal of the American Mosquito Control Association* 36: 245-248.
- De Carvalho, S.C.; Júnior, A.J.M.; Lima, J.B.P.; Valle, D. 2002. Temperature influence on embryonic development of *Anopheles albitarsis* and *Anopheles aquasalis*. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 97:1117-1120.
- Derraik, J.G. 2005. Mosquitoes Breeding in Phytotelmata in Native Forests in the Wellington Region, New Zealand. *New Zealand Journal of Ecology* 29: 185-191.
- Fay, R.W.; Eliason, D.A.A. 1966. Preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. *Mosquito News* 26: 531-535.
- Fay, R.W.; Perry, A.S. 1965. Laboratory Studies of Ovipositional Preferences of *Aedes aegypti*. *Mosquito News* 25: 276-281.
- Fearnside, P.M. 2006. Desmatamento na Amazônia: dinâmica, impactos e controle. *Acta amazônica* 36: 395-400.
- Ferraguti, M.; Martínez-de La Puente, J.; Roiz, D.; Ruiz, S.; Soriguer, R.; Figuerola, J. 2016. Effects of Landscape Anthropization on Mosquito Community Composition and Abundance. *Scientific reports* 6: 1-9.
- Ferreira, D.C.; Luz, S.L.B.; Buss, D.F. 2016. Avaliação de cloradores simplificados por difusão para descontaminação de água de poços em assentamento rural na Amazônia, Brasil. *Ciência & Saúde Coletiva* 21: 767-776.
- Forattini, O.P. 2002. *Culicidologia Médica: identificação, biologia e epidemiologia*. v. 2, EDUSP, São Paulo, 860p.
- Forattini, O.P.; Gomes, A.D.C.; Kakitani, I.; Marucci, D. 1991. Observações sobre domiciliação de mosquitos *Culex (Melanoconion)*, em ambiente com acentuadas modificações antrópicas. *Revista de Saúde Pública*, 25: 257-266.
- Forattini, O.P.; Lopes, O.D.S.; Rabello, E.X. 1968. Investigações Sobre o Comportamento de Formas Adultas de Mosquitos Silvestres no Estado de São Paulo, Brasil. *Revista de Saúde Pública* 2: 111-173.
- Forattini, O.P.; Marques, G.R.A.M.; Brito, M.D.; Sallum, M.A.M. 1998. An unusual ground larval habitat of *Aedes albopictus*. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 40: 121-122.

- Galindo, P.; Carpenter, S.J.; Trapido, H. 1955. A contribution of the ecology and biology of tree hole breeding mosquitoes of Panama. *Annals of the Entomological Society of America* 48: 158-64.
- Garnham, P.C.C.; Harper, J.O.; Highton, R.B. 1946. The Mosquitos of the Kaimosi Forest, Kenya Colony, With Special Reference to Yellow Fever. *Bulletin of entomological research*, 36: 473-496.
- Goenaga, S.; Fabbri, C.; Dueñas, J.C.R.; Gardenal, C. N.; Rossi, G.C.; Calderon, G.; Levis, S. 2012. Isolation of yellow fever virus from mosquitoes in Misiones province, Argentina. *Vector-borne and Zoonotic Diseases* 12: 986-993.
- Gomes, A.D.C.; De Souza, J.M.; Bergamaschi, D.P.; Dos Santos, J.L.; Andrade, V.R.; et al. 2005. Atividade antropofílica de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* em área sob controle e vigilância. *Revista de Saúde Pública* 39: 206-210.
- Gottwalt, A. 2013. Impacts of Deforestation on Vector-Borne Disease Incidence. *Global Journal of Health Science* 3: 16-19.
- Guimarães, A.E.; Arlé, M.; Machado, R.N.M. 1985. Mosquitos no Parque Nacional da Serra dos Órgãos, Estado do Rio de Janeiro, Brasil: II. Distribuição vertical. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 80: 171-185.
- Guimarães, R.D.R.; De Macêdo, J.L.V.; Pereira, M.; Soares, M.D.C. 2003. *Caracterização agrossocioeconômica de agricultores em assentamentos da reforma agrária: um estudo de caso em Presidente Figueiredo-AM.*
- Hamada, N.; Nessimian, J.L.; Querino, R.B. 2014. *Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia.* Editora do INPA, Manaus, 724p.
- Hamada, N.; Thorp, J.H.; Rogers, D.C. 2018. *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrate.* Elsevier, London, p. 297-711.
- HAMMER, Oyvind et al. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia electronica* 1: 9.
- Harbach, R.E. 2022. Mosquito taxonomic inventory. (<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>). Acesso em 22 de dezembro de 2020.
- Heckman, C.W. 2006. Section 3, Part 2: Anisoptera. In: *Encyclopedia of South American Aquatic Insects: Odonata – Anisoptera.* Springer, Dordrecht p 16-705.
- Hendy, A.; Hernandez-Acosta, E.; Valério, D.; Mendonça, C.; Costa, E.R.; Júnior, J.T.A. et al. 2020. The Vertical Stratification of Potential Bridge Vectors of Mosquito-Borne Víruses in a Central Amazonian Forest Bordering Manaus, Brazil. *Scientific reports* 10: 1-13.

- Hendy, A.; Valério, D.; Fé, N. F.; Hernandez-Acosta, E.; Mendonça, C.; Andrade, E. et al. 2021. Microclimate and the vertical stratification of potential bridge vectors of mosquito-borne viruses captured by nets and ovitraps in a central Amazonian forest bordering Manaus, Brazil. *Scientific reports* 11: 1-13.
- Honório, N.A.; Lourenço-de-Oliveira, R. 2001. Frequência de larvas e pupas de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* em armadilhas, Brasil. *Revista de Saúde Pública* 35: 385-391.
- Hutchings, R.S.G.; Honegger, R.W.H.; Sallum, M.A.M. 2013. Culicidae (Diptera: culicomorpha) From the Central Brazilian Amazon: Nhamundá and Abacaxis Rivers. *Zoologia (Curitiba)* 30: 1-14.
- Hutchings, R.S.G.; Hutchings, R.W.; Menezes, I.S.; Motta, M.D.A.; Sallum, M.A.M. 2018. Mosquitoes (Diptera: Culicidae) From the Northwestern Brazilian Amazon: Araçá River. *Journal of Medical Entomology* 55: 1188-1209.
- Hutchings, R.S.G.; Hutchings, R.W.; Menezes, I.S.; Motta, M.D.A.; Sallum, M.A.M. 2016. Mosquitoes (Diptera: Culicidae) From the Northwestern Brazilian Amazon: Padauari River. *Journal of Medical Entomology* 53: 1330-1347.
- Hutchings, R.S.G.; Hutchings, R.W.; Sallum, M.A.M. 2010. Culicidae (Diptera, Culicomorpha) From the Western Brazilian Amazon: Juami-Japurá Ecological Station. *Revista Brasileira de Entomologia* 54: 687-691.
- Hutchings, R.S.G.; Sallum, M.A.M.; Ferreira, R.L.M. 2002. Culicidae (Diptera: Culicomorpha) da Amazônia Ocidental Brasileira: Querari. *Acta Amazonica* 32: 109-122.
- Hutchings, R.S.G.; Sallum, M.A.M.; Ferreira, R.L.M.; Hutchings, R.W. 2005. Mosquitoes of the Jaú National Park and their Potential Importance in Brazilian Amazonia. *Medical and Veterinary Entomology* 19: 428-441.
- Hutchings, R.S.G.; Sallum, M.A.M.; Hutchings, R.W. 2011. Mosquito (Diptera: Culicidae) Diversity of a Forest-Fragment Mosaic in the Amazon Rain Forest. *Journal of Medical Entomology* 48: 173-187.
- INCRA. 2022. Instituto Nacional de Colonização e Reforma Agrária. Informações Gerais sobre Assentamentos. (<https://painel.incra.gov.br/sistemas/index.php/>). Acesso em 22 de dezembro de 2020.
- INMET. 2022. Instituto Nacional de Meteorologia. Dados meteorológicos e Clima/Monitoramento. (<https://portal.inmet.gov.br/>). Acesso em 14 de outubro de 2022.
- Juliano, S.A. 2009. Species interactions among larval mosquitoes: context dependence across habitat gradients. *Annual review of entomology* 54 :37–56.

- Julião, G.R.; Abad-Franch, F.; Lourenço-de-Oliveira, R.; Luz, S.L.B. 2014. Measuring Mosquito Diversity Patterns in an Amazonian Terra Firme Rain Forest. *Journal of medical entomology* 47: 121-128.
- Kitching, R.L. 2001. Food webs in phytotelmata: "bottom-up" and "top-down" explanations for community structure. *Annual review of entomology* 46: 729-760.
- Kitching, R.L.; Orr, A.G.; Thalib, L.; Mitchell, H.; Hopkins, M. S.; Graham, A.W. 2000. Moth assemblages as indicators of environmental quality in remnants of upland Australian rain forest. *Journal of applied Ecology* 37: 284-297.
- Lane J. 1953. *Neotropical Culicidae*. Vol. 1. Universidade de São Paulo. São Paulo, p 1-68.
- Lane, J. (1953). *Neotropical Culioidae*. Vol. I & II. Universidade de São Paulo. São Paulo. 1112 p.
- Lane, R.P.; Crosskey, R.W. 2012. *Medical Insects and Arachnids*. Springer Science & Business Media. London, 706 p.
- Lopes, J. 1997. Ecologia de mosquitos (Diptera, Culicidae) em criadouros naturais e artificiais de área rural do norte do estado do Paraná, Brasil: VI. Coletas de larvas no peridomicílio. *Revista Brasileira de Zoologia* 14: 571-578.
- Lopes, J.; Arias, J.R.; Yood, J. 1983. Evidências Preliminares de Estratificação Vertical de Postura de ovos por alguns Culicidae (Diptera), em floresta no município de Manaus-Amazonas. *Acta amazônica*, 13: 431-439.
- Lopes, J.; Lozovei, A.L. 1995. Ecologia de mosquitos (Diptera: Culicidae) em criadouros naturais e artificiais de área rural do Norte do Estado do Paraná, Brasil: I-Coletas ao longo do leito de ribeirão. *Revista de Saúde Pública* 29: 183-191.
- Lopes, J.; Ramon Arias, J.; Charlhwood, J.D. 1985. Estudo ecológico de Culicidae (Diptera) silvestres criando em pequenos recipientes de água em mata e em capoeira no município de Manaus-AM. *Ciência e Cultura* 37:1299-1311.
- Lozovei, A.L. 1998. Mosquitos dendrícolas (Diptera, Culicidae) em internódios de taquara da floresta atlântica, serra do mar e do primeiro planalto, Paraná, Brasil. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 41: 501-510.
- Marcondes, C.B.; Alencar, J. 2010. Revisión de los Mosquitos del Género *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) de Brasil. *Revista Biomédica* 21: 221-238.
- Marcondes, C.B.; Mafra, H. 2003. Nova técnica para o estudo da fauna de mosquitos (Diptera: Culicidae) em internódios de bambus, com resultados preliminares. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 36: 763-764.

- McMeniman, C.J.; Corfas, R.A.; Matthews, B.J.; Ritchie, S.A.; Vosshall, L.B. 2014. Multimodal integration of carbon dioxide and other sensory cues drives mosquito attraction to humans. *Cell* 156: 1060-1071.
- Medeiros-Sousa, A.R.; De Oliveira-Christe, R.; Camargo, A.A.; Scinachi, C.A.; Milani, G.M., Urbinatti, P.R.; et al. 2020. Influence of water's physical and chemical parameters on mosquito (Diptera: Culicidae) assemblages in larval habitats in urban parks of Sao Paulo, Brazil. *Acta tropica* 205: 105394.
- Mogi, M. 2004. Phytotelmata: hidden freshwater habitats supporting unique faunas. Freshwater invertebrates of the Malaysian region. *Academy of Sciences, Malaysia* 13-22.
- Montagner, F.R.G.; Silva, O.S.D.; Jahnke, S.M. 2017. Mosquito species occurrence in association with landscape composition in green urban areas. *Brazilian Journal of Biology* 78: 233-239.
- Müller, G.A.; De Mello, C.F.; Bueno, A.S.; De Alcantara Azevedo, W.T.; Alencar, J. 2022. Little noticed, but very important: The role of breeding sites formed by bamboos in maintaining the diversity of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in the Atlantic Forest biome. *Plos one* 17: e0273774.
- Müller, G.A.; Pacheco, F.C.; Marcondes, C.B. 2010. Analysis of an alternative method for the study of bromeliad-associated fauna in plants with different foliar organization. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 82: 903-906.
- Noronha, J.D.C.D.; Prado, C.; Hero, J.M.; Castley, G.; Rodrigues, D.D.J. 2021. Aspects of the reproductive ecology of *Trachycephalus cunauaru* (Anura: Hylidae) in the southern Amazon. *Acta Amazonica* 51: 34-41.
- Norris, D.E. 2004. Doenças transmitidas por mosquitos como consequência da mudança no uso da terra. *EcoSaúde* 1: 19-24.
- Pajot, F.X.; Geoffroy, B.; Chippaux, J.P. 1985. Ecologie d' *Haemagogus janthinomys* Dyar (Diptera, Culicidae) en Guyane Française. Premieres donnees. *Cahiers O.R.S.T.O.M. : serie entomologie medicale et parasitologie* 23: 209-16.
- Pereira, E.D.S.; Ferreira, R.L.; Hamada, N.; Lichtwardt, R.W. 2005. *Trichomycete fungi* (Zygomycota) associated with mosquito larvae (Diptera: Culicidae) in natural and artificiais habitats in Manaus, AM, Brazil. *Neotropical Entomology* 34: 325-329.
- Pereira-Silva, J.W.; Ríos-Velásquez, C.M.; Lima, G.R.D.; Marialva dos Santos, E.F.; Belchior, H.C.M.; Luz, S.L.B.; Pessoa, F.A.C. 2021. Distribution and Diversity of Mosquitoes and Oropouche-like Vírus Infection Rates in an Amazonian Rural Settlement. *Plos one* 16: 1-18.

Pessoa, F.A.C.; Medeiros, J.F.; Barret, T.V. 2007. Effects of Timber Harvest on *Phlebotomine* Sand Flies (Diptera: Psychodidae) in a Production Forest: Abundance of Species on Tree Trunks and Prevalence of *Trypanosomatids*. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 102: 593-599.

Pinto, C.S.; Confalonieri, U.E.; Mascarenhas, B.M. 2009. Ecology of *Haemagogus* sp. and *Sabethes* sp. (Diptera: Culicidae) in relation to the microclimates of the Caxiuanã National Forest, Pará, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 104: 592-598.

Porto-Gonçalves, C.W. 2015. Amazônia enquanto acumulação desigual de tempos: Uma contribuição para a ecologia política da região. *Revista crítica de ciências sociais* 107: 63-90.

R Core Team (2021). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. (<https://www.R-project.org>). Acesso em 01 de novembro de 2022).

Radambrasil. 1982. *Projeto RADAMBRASIL*. Levantamento de recurso naturais. Folha SA. 20 – Manaus; geologia, geo- morfologia, pedologia, vegetação e uso potencial da terra. Rio de Janeiro, 412 p.

Ramos, W.R.; Medeiros, J.F.; Julião, G.R.; Ríos-Velásquez, C.M.; Marialva, E.F.; Desmoulière, S.J.; Pessoa, F.A.C. 2014. Anthropic effects on sand fly (Diptera: Psychodidae) abundance and diversity in an Amazonian rural settlement, Brazil. *Acta tropica* 139: 44-52.

Reinert, J.F.; Harbach, R.E.; Kitching, I.J. 2009. Phylogeny and classification of tribe Aedini (Diptera: Culicidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 157: 700-794.

Rezende, H.R.; Virgens, T.M.D.; Liberato, M.A.; Valente, F.I.; Fernandes, A.; Urbinatti, P.R. 2011. Aspectos ecológicos de culicídeos imaturos em larvitampas de floresta e ambiente antrópico adjacente no Município de Linhares, Espírito Santo, Brasil. *Epidemiologia e Serviços de Saúde* 20: 385-391.

Ribeiro, J.M.C.; Rossignol, P. A.; Spielman, A. 1984. Role of mosquito saliva in blood vessel location. *Journal of Experimental Biology* 108: 1-7.

Robaina, R.R.; Souza, R.M.; Gomes, V.M.; Cardoso, D.D.O.; Almeida, A.M.; Gonçalves, L.S.A. 2015. Nematode trophic structure in phytotelmata of *Canistropsis billbergioides* and *Nidularium procerum* (Bromeliaceae) in the Atlantic Forest—variability in relation to climate variables and plant architecture. *Nematoda* 2: e162015.

Roberts, D.R.; Hoch, A.L.; Peterson, N.E.; Pinheiro, F.D.P. 1981. Programa multidisciplinario de vigilancia de las enfermedades infecciosas en zonas colindantes con la Carretera Transamazónica en Brasil. IV. Estudio entomológico. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana* (OSP) 91: 379-400.

- Silva, V.C.; Serra-Freire, N.M.; Silva, J.D.S.; Scherer, P.O.; Rodrigues, I.; Cunha, S.P.; Alencar, J. 2009. Estudo comparativo entre larvitampas e ovitampas para avaliação da presença de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) em Campo Grande, Estado do Rio de Janeiro. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 42: 730-731.
- Spencer, M.; Blaustein, L.; Cohen, J.E. 2002. Oviposition habitat selection by mosquitoes (*Culiseta: longiareolata*) and consequences for population size. *Ecology* 83: 669-79.
- Srivastava, D.S.; Lawton, J.H. 1998. Why more productive sites have more species: an experimental test of theory using tree-hole communities. *The American Naturalist* 152: 510-529.
- Tátilla-Ferreira, A.; Maia, D.D.A.; Abreu, F.V.S.D.; Rodrigues, W.C.; Alencar, J. 2017. Oviposition behavior of *Haemagogus leucocelaenus* (Diptera: culicidae), a vector of wild yellow fever in Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 59:e60.
- Tauil, P.L. 2001. Urbanização e ecologia do dengue. *Cadernos de Saúde Pública*, 17: 99-102.
- Triplehorn, C.A.; Johnson, N.F. 2011. *Estudos dos insetos: Tradução de Borror and Delong's introduction to the study of insects*. 7. ed. Cengage Learning. São Paulo, 809 p.
- Turell, M.J.; Dohm, D.J.; Sardelis, M.R.; O'guinn, M.L.; Andreadis, T.G.; Blow, J.A. 2005. An update on the potential of North American mosquitoes (Diptera: Culicidae) to transmit West Nile vírus. *Journal of medical entomology* 42: 57-62.
- Urbiniatti, P.R.; Sendacz, S.; Natal, D. 2001. Imaturos de mosquitos (Diptera: Culicidae) em parque de área metropolitana aberto à visitação pública. *Revista de Saúde Pública* 35: 461-466.
- Vieira, C.J.D.S.P.; Thies, S.F.; Da Silva, D.J.F.; Kubiszeski, J.R.; Barreto, E.S.; Oliveira Monteiro, H.A. et al. 2020. Ecological aspects of potential arbovírus vectors (Diptera: Culicidae) in an urban landscape of Southern Amazon, Brazil. *Acta tropica*, 202: 105276.
- Vilela, D.R. 2003. *Análise sócio-ambiental do Assentamento Rio Pardo, Município de Presidente Figueiredo/AM*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas. 84 p.
- Weterings, R.; Umponstira, C.; Buckley, H.L. 2014. Container-breeding mosquitoes and predator community dynamics along an urban-forest gradient: The effects of habitat type and isolation. *Basic and applied ecology* 15: 486-495.
- Wilkerson, R.C.; Linton, Y.M.; Fonseca, D. M.; Schultz, T.R.; Price, D.C.; Strickman, D. A. 2015. Making mosquito taxonomy useful: a stable classification of tribe Aedini that balances utility with current knowledge of evolutionary relationships. *PloS one*, 10: e0133602.

- Xavier, S.H.; Mattos, S.D.S. 1976. Geographical Distribution of Culicinae in Brazil. 4. State of Amazonas (Diptera, Culicidae). *Mosquito Systematics* 8: 386–412.
- Yanoviak, S.P. 1999. Effects of leaf litter species on macroinvertebrate community properties and mosquito yield in Neotropical tree hole microcosms. *Oecologia* 120: 147-155.
- Yanoviak, S.P. 2001. Predation, resource availability, and community structure in Neotropical water-filled tree holes. *Oecologia* 126: 125-133.
- Yanoviak, S.P.; Paredes, J.R.; Lounibos, L.P.; Weaver, S.C. 2006. Deforestation alters phytotelm habitat availability and mosquito production in the Peruvian Amazon. *Ecological Applications* 16: 1854-1864.
- Yap, H.H.; Lee, C.Y.; Chong, N.L.; Foo, A.E.S.; Lim, M.P. 1995. Oviposition site preference of *Aedes albopictus* in the laboratory. *Journal of the American Mosquito Control Association-Mosquito News* 11: 128-132.
- Yee, D.A.; Kneitel, J.M.; Juliano, S.A. 2010. Environmental correlates of abundances of mosquito species and stages in discarded vehicle tires. *Journal of Medical Entomology* 47: 53-62.
- Zavortink, T.J. 1968. Mosquito studies (Diptera, Culicidae). VIII. A prodrome of the genus *Orthopodomyia*. Estudios sobre zancudos (Diptera, Culicidae). VIII. Tratado preliminar del género *Orthopodomyia*. *Contributions of the American Entomological Institute*, 3: 1-221.
- Zequi, J.A.; Lopes, J.; Medri, Í.M. 2005. Imaturos de Culicidae (Diptera) encontrados em recipientes instalados em mata residual no município de Londrina, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 22: 656-661.